QL
45
B87
1892
BD.5
ABT.3
BUCH 8
T.B[E]
ENT

DR. H. G. BRONNS

KLASSEN UND ORDNUNGEN DES TIERREICHS

Fünfter Band: ARTHROPODA

3. Abteilung: INSECTA

VIII. Buch, Teil b. ε

COCCINA

Bearbeitet von

Dozent Dr. OTTO PFLUGFELDER

Jena

Seite 1—121

Textabbildungen 1—92

315248
MAR 10 1941
NATIONAL MUSEUM

5908
B869

Leipzig

Akademische Verlagsgesellschaft m.b.H.

1939

Printed in Germany

VIII. Buch, Teil b. ε. Coccina

Inhaltsverzeichnis

Seite

I. Erforschungsgeschichte 1
II. Kennzeichen der Gruppe 4
III. Entwicklungsgeschichte 6
1. Embryonalentwicklung 6
2. Postembryonale Entwicklung 9
IV. Morphologie 15
1. Kopf 15
2. Thorax 24
3. Abdomen 29
4. Integument 31
5. Tracheensystem 44
6. Nervensystem 48
7. Sinnesorgane 52
8. Darmtraktus 56
9. Speicheldrüsen 58
10. Zirkulationssystem 59
11. Leibeshöhlenflüssigkeit 60
12. Fettkörper 61
13. Geschlechtsorgane 61
14. Cytologie der Keimzellen 66
V. Biologie der Fortpflanzung und Ökologie 69
1. Kopulation 69
2. Brutpflege 70
3. Zahl der Nachkommen 73
4. Zahlenverhältnis der Geschlechter 73
5. Zahl der jährlichen Generationen 75
6. Ausbreitung 75
7. Massenverbreitung und Massenwechsel 76
8. Beziehungen zu den Wirtspflanzen 77
9. Schildläuse als Gäste sozialer Insekten 80
10. Feinde der Schildläuse 81
11. Bekämpfung 83
VI. Praktische Bedeutung 85
VII. Fang, Haltung und Konservierung 87
VIII. System 88
IX. Geographische Verbreitung 95
X. Palaeontologie und Stammesgeschichte 98
Schriftenverzeichnis 99

590.9
E86

I. Erforschungsgeschichte

Die wissenschaftliche Erforschung der Schildläuse beginnt erst zu Ende des 17. Jahrhunderts. Doch hat man sich schon lange zuvor vom industriellen Standpunkt aus mit diesen Tieren beschäftigt, ohne allerdings zu wissen, um was es sich handelt. Die in den Mittelmeerländern auf *Quercus coccifera* schmarotzende Schildlaus *Lecanium ilicis* Burm. lieferte im Altertum das Scharlachrot. Von den alten Juden wurde dieses Tier als Glanzwurm (toláath schani) bezeichnet, Plinius dagegen hielt es für eine Galle „in vermiculum se mutans". Diese Scharlach-Schildlaus war bis zum Aufkommen der Cochenille ein wichtiger Handelsartikel und diente außer als Farbstoff auch als Allheilmittel. Die Cochenille (*Dactylopius coccus* Costa) ist ursprünglich in Mittelamerika beheimatet und wurde bereits durch die Azteken gezüchtet. Lopez de Gomara beschreibt in seiner „Historia general de las Indias" (1525) diese Schildläuse als Samen. Francesco Hernandez (1615) berichtet über die Cochenillegewinnung in Mexiko. Er spricht schon von mehreren Arten (*Coccus cacti*, *C. axinus*).

Eine ganze Reihe älterer Autoren hat sich mit europäischen Schildläusen beschäftigt, ohne aber über die Natur dieser Organismen etwas auszusagen, so Hamel 1540, Acosta 1596, Columna 1616, Strobelbelger 1620, Anon 1668. Die erste wissenschaftliche „Abhandlung über die Schildläuse" (Phil. Trans. R. Soc. London) stammt von M. Lister (1671/72). Er erkennt sie als Tiere. Im 18. Jahrhundert beginnt die systematische Erforschung der Schildläuse durch Richter (1701), Claude Geoffroy (1714 und 1717), Cestoni (1714), Rutti (1730) u. a. Breyn (1731) bildet erstmals ein Männchen von *Coccus polonicus* ab, er beschreibt dasselbe aber als Fliege, die sich häufig bei *Coccus* befinde. Réaumur (1738) erkennt als erster die Schildlausmännchen.

Linné (1735 und 1738) beschreibt unter der Gattung *Coccus* 22 Arten, die heute auf mehrere Gattungen verteilt sind.

Bereits Etienne Geoffroy teilt in seiner „Histoire abrégée des Insectes" (1762) die Gattung *Coccus* ein in *Coccus* s. str. und *Chermes* mit den heutigen Gattungen *Lecanium*, *Porphyrophora*, *Diaspis*, *Aleurodes*.

De Geer (1776) fügt den Arten Linnés einige neue bei, ebenso Schrank (1781) und Gmelin (1788).

Fabricius (1794) stellt in seiner Entomologischen Systematik fast alle Arten von Linné, Geoffroy, de Geer zusammen. Im 19. Jahrhundert schwillt die Zahl der bekannten Arten immer mehr an. Zahlreiche Umbenennungen werden nötig. Costa (1827) richtet dabei große Verwirrung an.

Andere Autoren, wie z. B. Bouché (1833, 1834, 1844, 1852) geben zahlreiche Neubeschreibungen, ohne aber dabei frühere Beschreibungen zu berücksichtigen. In seinem „Handbuch der Entomologie" führt Burmeister (1839) 6 Schildlausgattungen auf: *Aspidiotus*, *Lecanium*, *Coccus*, *Dorthesia*, *Porphyrophora*, *Monophlebus*. Die Aleurodiden stellt er noch zu den Cocciden. Walker veröffentlicht 1852 den ersten wichtigen Katalog der Cocciden, welcher die Grundlage bildet für die viel vollständigere Zusammenstellung von A. Dohrn (1850). Die beste Zusammenfassung von allem bis dahin bekannten Tatsachenmaterial hat aber zweifellos Signoret (1877) gegeben.

Fauna. Europa: Signoret und einigen anderen Forschern wie z. B. Boisduval, Lichtenstein, Giard ist es zu verdanken, daß die Coccidenfauna Frankreichs lange Zeit die bestbekannte war. Die Fauna der Britischen Inseln wurde durch Newstead (1901 und 1903) monographisch dargestellt, nachdem schon vor ihm Douglas (1881—1885) sich um die Erforschung des Gebietes verdient gemacht hatte. Die Kenntnis der deutschen Schildlausfauna wurde vor allem gefördert durch Goethe (1884), Reh 1903 bis 1904, Lindinger 1912, die der österreichischen durch Löw (1882—1884). Die Cocciden Böhmens haben in Šulc (1906—1934) einen ausgezeichneten Bearbeiter gefunden. Die große praktische Bedeutung, welche den Cocciden in Italien zukommt, macht es verständlich, daß sich gerade hier eine ganze Reihe von Autoren mit Schildläusen beschäftigt hat: Targioni-Tozzetti (1867—1895), Berlese (1892—1909), Leonardi (1920), Paoli (1916). Weniger gut bekannt ist die Fauna der übrigen europäischen Länder, wenn wir von Dänemark (Henrikson 1921), Holland (van der Goot 1913) und Ungarn (Jablonowksi 1916) absehen.

Was die Coccidenfauna **Asiens** betrifft, so wurden die Schildläuse von Ceylon besonders gründlich studiert durch Green (seit 1896), diejenigen Japans durch Kuwana 1916—1927, die von Palästina durch Bodenheimer (1926—1934) und die von Kleinasien durch Balachowsky 1927/28. Die Fauna Zentralasiens ist noch nicht genügend erforscht.

Recht gut bekannt ist die Fauna des **australischen Gebiets** durch Maskell (1881—1894), Froggatt 1914—1917) und H. & E. Morrison (1922). Die neuseeländischen Schildläuse hat vor allem Green (1929) bearbeitet, diejenigen der Philippinen wurden durch Robinson (1917) und Morrison (1920) bekannt.

Die Kenntnis der **afrikanischen** Cocciden verdanken wir vor allem Lindinger 1909—1913, Marchal 1908 (Nordafrika), Brain 1915—1920 (Südafrika), Hall 1922—1929 (Rhodesien und Ägypten), Leonardi 1914 (Nord- und Südafrika).

Zahlreiche Bearbeiter haben die Schildläuse **Amerikas** gefunden: Comstock (1879—1916), Cockerell (1894), Ashmead, Jarvis 1911 (Canada), Barber 1910/11 (Louisiana), Dietz und Morrison 1916 (Indiana), Lawson 1917 (Kansas), Ferris 1918 (Kalifornien); Hempel 1900 und 1912 (Brasilien), Autran 1907 (Argentinien).

Einen die **ganze Erde** umfassenden Coccidenkatalog hat Fernald (1903) veröffentlicht.

Außerordentlich zahlreich sind die Arbeiten, welche vom rein **wirtschaftlichen** Standpunkt aus durchgeführt wurden. In der älteren Literatur überwiegen die Arbeiten über die Farbstoffe liefernden Schildläuse. Zu erwähnen sind Breyn (1731): „De l'histoire des Cochenilles et en particulier du *Coccus radicum*" (*C. polonicus*), Hellot (1741): „Sur la théorie chimique des teintures", Schulze (1771): „Von der in Sachsen befindlichen Coccionella und von den Vorteilen, die man sich von derselben in Unseren Färbereien möchte zu versprechen haben." Nach Einführung der echten Cochenille in

Europa beschäftigt sich eine ganze Anzahl Autoren mit diesem Insekt vom wirtschaftlichen Standpunkt aus, so Presas 1825: („Note sur la culture de la Cochenille et du Nopal, parue à Malaga", Bory de Saint-Vincent (1826): „Note sur la naturalisation de la Cochenille en Espagne", Audouin (1837): „Note detaillée sur la Cochenille du nopal", Hardy (1850): „Culture du nopal et Éducation de la Cochenille en Algérie."

Da noch im vorigen Jahrhundert der Handel mit Chinesischem Wachs eine gewisse Bedeutung hatte, ist eine Anzahl Arbeiten auch den dieses Wachs produzierenden Schildläusen gewidmet. Zu nennen sind die Untersuchungen von Julien 1857, McGowan 1852 und 1853, Planchon 1864, Cockerell (1911).

Eine viel größere Bedeutung erlangten die Lack-Schildläuse. Die erste Arbeit über diese Tiere stammt von Kerr (1781): „Über *Coccus ficus*, der Gummilack bildet". Virey (1810) gibt eine Geschichte des Gummilacks. Das wichtigste Werk der älteren Literatur aber stammt von Curter (1861). In der neueren Zeit ist eine umfangreiche Spezialliteratur über Lack-Schildläuse entstanden, auf die im einzelnen nicht eingegangen werden kann. Hingewiesen sei auf die Arbeiten von Mahdihassan und Misra.

Die praktische Bedeutung der Kenntnis der für die Landwirtschaft schädlichen Schildläuse wurde bereits von Haworth 1812 erkannt. Bouché (1833—1852) hat sich vor allem den schädlichen Gartenschildläusen zugewandt. Fitch veröffentlichte 1855—1859 periodisch Berichte über die in der Landwirtschaft der USA. schädlichen Coccidеn. Zahlreich sind seitdem die Vorschläge zur Bekämpfung der Schildlausplage. Zu erwähnen ist vor allem die durch Köbele (1888) in Amerika eingeführte und durch Berlese (1898) nach Europa verpflanzte biologische Bekämpfung.

Viel später als die morphologisch-systematische Erforschung hat die **anatomische Untersuchung** eingesetzt. Die älteste anatomische Arbeit ist wohl die von Ramdohr (1811) über *Kermes alni*. Dufour (1833) hat die Anatomie von *Orthezia* bearbeitet, Leydig (1854) diejenige von *Coccus hesperidum*, Lubbock (1858) beschrieb Darm und Nervensystem von *Coccus hesperidum*. Weitere anatomische und histologische Untersuchungen führten aus: Targioni-Tozzetti (1867 und 1878), Mark (1877), Putnam (1880), Schmidt (1885), Witlaczil (1886). Eine monographische Bearbeitung von *Orthezia cataphracta* verdankt die Wissenschaft List (1887). Grundlegend für die weiteren Forschungen wurden die Arbeiten von Berlese (1892—1894). Von späteren monographischen Abhandlungen anatomischer Richtung sind noch zu erwähnen diejenigen von Moulton (*Physokermes* 1907), Oguma (*Xylococcus*, 1911), Johnston (*Icerya*, 1912), Childs (Diaspidinen, 1914), Kitao (*Warajicoccus*, 1928), Hovasse (*Marchalina*, 1930), Misra (*Laccifer*, 1931).

Eine Reihe von neueren Autoren beschäftigte sich mit bestimmten Organsystemen, so mit Haut und Hautdrüsen: Matheson (1923), Ferris (1928), Steinweden (1929), Marshall (1929), Šulc (1932), Pollister (1938) mit dem Tracheensystem: Herberg (1916 und 1922), mit den

Mundteilen und deren Funktion: Weber (1929), mit dem Nervensystem: Pflugfelder (1936), mit den Augen der Weibchen: Marshall (1935), mit den Augen der Männchen: Krecker (1909) und Pflugfelder (1937).

Bezüglich der Cytologie der Keimzellen sind die Arbeiten von Pierantoni und Hughes & Schrader zu erwähnen.

Über die **Embryonalentwicklung** gibt es nur wenige Untersuchungen, nämlich von Mecznikow (1866), Pierantoni (1912 und 1914), Strindberg (1919), Shinji (1919), Teodoro (1920). Über die postembryonale Entwicklung bestehen zahlreiche verstreute Angaben bei sehr vielen Autoren, die sich mit Schildläusen beschäftigt haben. Speziell auf die postembryonale Entwicklung gerichtete Untersuchungen haben durchgeführt Witlaczil (1886), May (1899), Reh (1900), Börner (1910), Gabritschevsky (1923), Mahdihassan (1931).

Fossile Cocciden wurden beschrieben durch Berendt (1845), Koch (1845) und Germar (1854), ferner durch Menge (1856), Scudder (1890), Pampaloni (1903), Cockerell (1906).

II. Kennzeichen der Gruppe

Die Schildläuse zeichnen sich durch einen auffallenden Geschlechtsdimorphismus aus. Die **Weibchen** (Abb. 1, *a—c*) sind stets ungeflügelt, die Segmentierung ist oft verwischt, der Kopf ist zumeist nicht deutlich vom Rumpf abgesetzt, der Rücken ist oft stark gewölbt. Die Körperoberfläche ist entweder nackt oder aber meist mit Wachsausscheidungen bedeckt in Form von Pulver, Blättchen, Fäden oder Schildern. Letztere können durch 2 Exuvien verstärkt sein. Die Augen sind larvale Punktaugen. Die Fühler sind 7- bis 11gliedrig, oft sind sie rudimentär oder sie fehlen. Der Rüssel ist, soweit vorhanden, 1 bis 3gliedrig. Die Larven und Weibchen sind ausgesprochen hypognath. Die einfach gebauten Schreitextremitäten haben einen eingliedrigen Tarsus und eine Endklaue. Die meisten Schildläuse sind ovipar oder ovovivipar, manche vivipar. Die frischgeschlüpften Larven sind freibeweglich, die späteren Stadien der meisten Arten festsitzend. Auf dem 3. oder 4. Stadium werden die Weibchen geschlechtsreif, larvale Organisationsmerkmale haften ihnen daher zeitlebens an.

Die **Männchen** (Abb. 1, *d—e*) sind stets kleiner als die Weibchen (1—4 *mm* lang), zumeist geflügelt, seltener ungeflügelt. Manche Arten zeigen Flügeldi- oder -polymorphismus. Das vordere Flügelpaar wird in Ruhe flach auf das Abdomen gelegt. Die Aderung der Flügel ist sehr einfach. Das 2. Flügelpaar ist stark reduziert. Die Segmentierung von Thorax und Abdomen ist stets klar erkennbar. Am Hinterende befinden sich meist 2 lange Wachsraife. Sonst treten Wachsabsonderungen nur während der Larvenstadien auf. Die Fühler sind meist 10gliedrig (maximal 25 Glieder). Außer 2 persistierenden larvalen Punktaugen können Facettenaugen auftreten, häufig sind diese aber zu 2 bis 3 Paaren unicornealer Augen umgebildet, Mundwerkzeuge fehlen. Die Extremitäten sind schlanker als beim Weibchen.

Die Entwicklung erfolgt in der Regel in 5 Stadien mit einer Art Puppe (Nymphe).

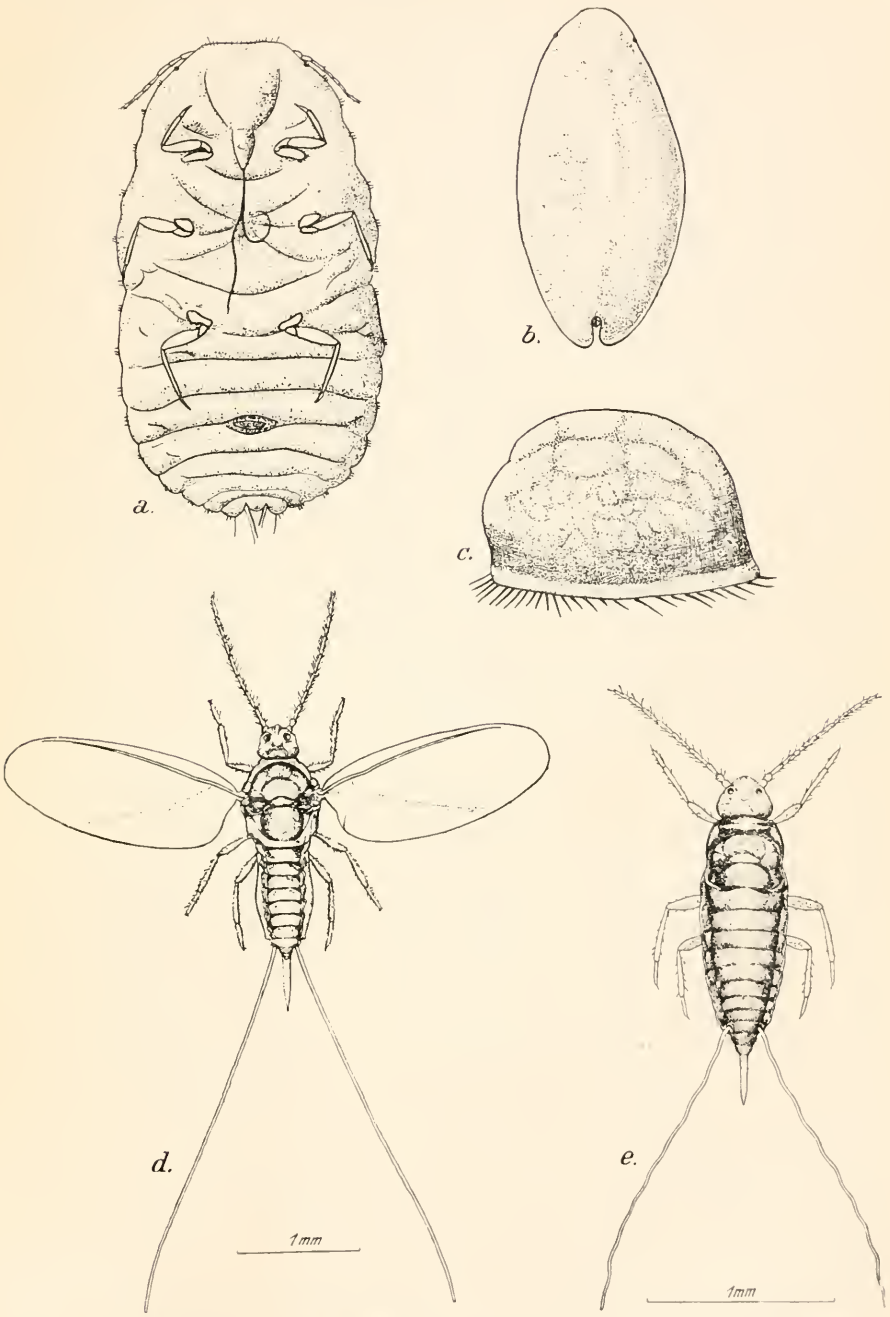


Abb. 1. *a Dactylopius longispinus*, Weibchen adult (nach BERLESE); *b Lecanium persicae* Weibchen (nach SULC); *c Lecanium ciliatum* Weibchen (nach SULC); *d Lakshadia communis*, geflügeltes Männchen; *e Lakshadia communis*, ungeflügeltes Männchen; *d* und *e* nach MAHDIHASSAN.

III. Entwicklungsgeschichte

1. Embryonalentwicklung

Wenn wir von einigen spärlichen Bemerkungen Leydigs absehen, war Mecznikow (1866) der erste, der sich mit der Embryonalentwicklung der Schildläuse beschäftigt hat. Aber weder seine Darstellung noch die von Pierantoni (1912) vermochten ein geschlossenes Bild der Entwicklungsvorgänge zu geben. Das wurde erst durch die Arbeiten von Strindberg (1919), Shinji (1919) und Teodoro (1920) ermöglicht.

Die Entwicklung verläuft bei allen Schildläusen sehr einheitlich. Nach der Vereinigung von männlichem und weiblichem Vorkern setzt die typisch superfizielle **Furchung** ein. Am hinteren Eipol (Abb. 2*a*, *h. P.*) nehmen die Blastodermzellen Zylinderform an und bilden die Keimscheibe (*Ks.*). Letztere stülpt sich bald ein (Abb. 2*b*, *Ke*). Das gegen die Dottermitte vorwuchernde Keimepithel läßt eine dickere ventrale Schicht, die Anlage des Embryo (Abb. 2*c*, *E*) und eine dorsal gelegene Schicht, die Amnionanlage (*Am*) unterscheiden. Das an der Oberfläche verbleibende Blastoderm flacht sich stark ab und wird als Serosa bezeichnet (*Ser*). Der sich einkrümmende Embryo nimmt S-Form an (*d*). Etwas später erfolgt eine ventrale Einkrümmung des Hinterendes (*e*). Hinter dem Kopfabschnitt erscheint fast gleichzeitig ein scharfer Knick, die „Cephalkrümmung“: durch weiteres Wachstum schmiegt sich der Embryo immer mehr der Oberfläche an. Im Kopfabschnitt entsteht das Stomodaeum als kurze ventrale Einstülpung (*e*, *Stom.*). Die Proctodaealeinstülpung erfolgt erst später (*f*, *Proct.*). Nunmehr tritt auch die Segmentierung deutlich in Erscheinung, und die Extremitäten beginnen sich zu bilden (Abb. 2*g*. *h*, *Extr*). Bald darauf stülpt sich der Embryo um (Ausrollung, Abb. 2*h* und *i*). Er beschreibt dabei gegen den hinteren Eipol einen scharfen Bogen, so daß Vorder- und Hinterende einander stark genähert werden. In Kopfnähe findet eine Verklebung von Amnion und Serosa statt (Abb. 2 *g**). Hier bildet sich an der Verschmelzungsstelle (*) ein Riß, und der Embryo bewegt sich der Ventralseite des Eis entlang (*h*). Der ventralste Teil der Schwanzpartie trägt die Proctodaealeinstülpung. Er geht unmittelbar in das frühere Amnion (*Am*) über, welches an der Verschmelzungsstelle (Abb. 2*g**) an die Serosa grenzt. Letztere (*Ser*) liegt (Abb. 2*h*) nun größtenteils am vorderen Eipol, bildet hier eine verdickte Stelle („Dorsalorgan“) und geht an der Ventralseite des Eies in das frühere Amnion über. Diese eigenartige Tatsache ist dadurch zu erklären, daß die Verschmelzung von Amnion und Serosa (*g**) so erfolgt, daß ein Teil des Amnions jederseits der Verklebungsstelle zu liegen kommt. Nach Beendigung der Umrollung liegt der Kopf am vorderen Eipol (*i*). Der Rücken besteht zunächst noch aus Amnion und Serosa und wird bald von den emporwachsenden Körperrändern ersetzt. Dabei sinkt das „Dorsalorgan“ in die Tiefe und degeneriert.

Die **Keimzellen** isolieren sich bereits auf dem Blastodermstadium von den Somazellen. Bei *Icerya* treten zwei Urgeschlechtszellen auf, die sich abspalten und lebhaft vermehren. Ähnliches hat Shinji bei *Pseudococcus*

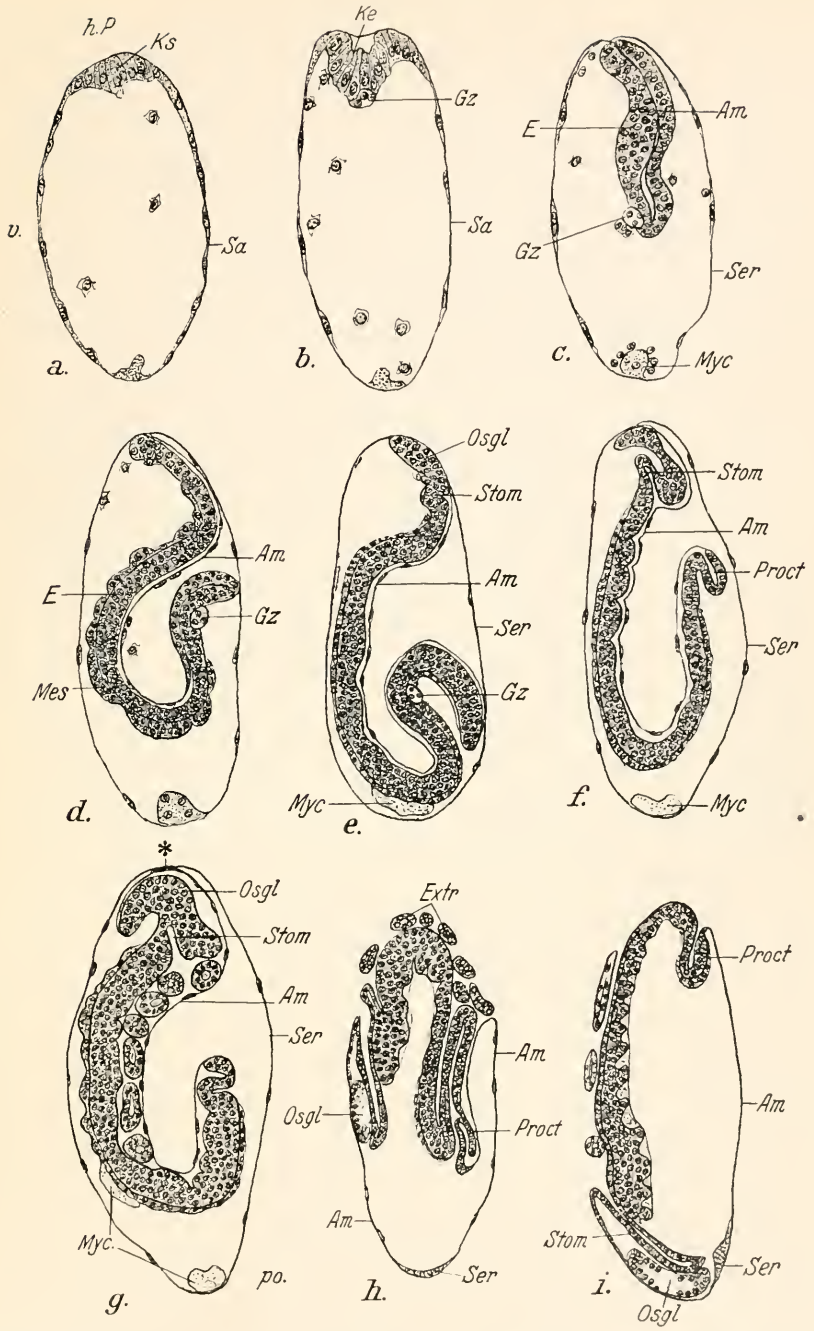


Abb. 2. Embryonalentwicklung von *Lecanium hemisphaericum*. — *Am* = Amnion; *E* = Embryo; *Extr* = Extremitäten; *Gz* = Geschlechtszellen; *Ke* = Keimepithel; *Ks* = Keimscheibe; *Mes* = Mesoderm; *Myc* = Mycetom; *Osgl* = Oberschlundganglion; *Proct* = Proctodaeum; *Sa* = Serosaanlage; *Ser* = Serosa; *Stom* = Stomodaeum. Die Orientierung ist bei allen Stadien die gleiche, *hP* = hinterer Pol; *v* = ventral.; * = Verschmelzungsstelle von Amnion und Serosa. — Nach STRINDBERG.

(Abb. 3) festgestellt. Bei der Einkrümmung des Embryo werden die Geschlechtszellen mit in die Tiefe verlagert (Abb. 2*b*, *c*). Bei *Icerya* verbleiben die Geschlechtszellen nach dem Zustandekommen der S-Krümmung am vorderen Eipol. Bei *Pseudococcus* bleiben sie im 3. bis 4. Abdominalsegment. Nach der Segmentierung des Embryo wird die Gonade in zwei Hälften geteilt. Die Keimzellen kommen dann an der Spitze der Vaginaleinsenkung zu liegen (Abb. 74).

Differenzierung der Keimblätter: Zu Beginn der Einstülpung des Keimepithels treten zwischen den sich isolierenden Geschlechtszellen und dem Blastoderm 2 Zellschichten auf, die Shinji (Abb. 4) als Entoderm (*Ent*) und

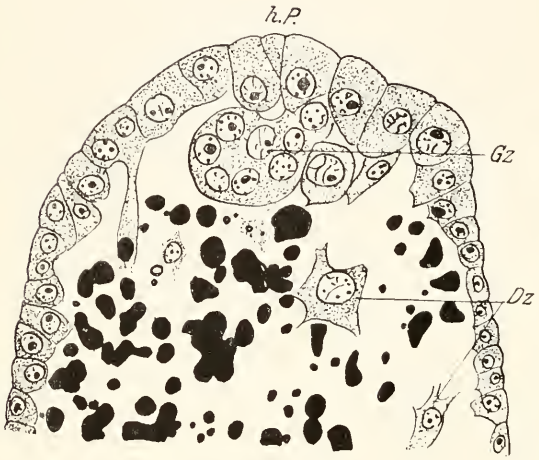


Abb. 3

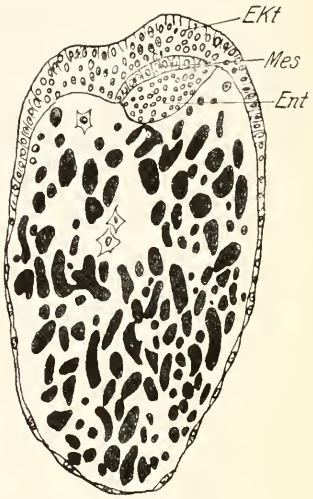


Abb. 4

Abb. 3. Anlage der Geschlechtszellen von *Pseudococcus*. — *Dz* = Dotterzellen; *Gz* = Geschlechtszellen; *hP* = hinterer Eipol. — Nach Shinji.

Abb. 4. Entstehung der Keimblätter bei *Pseudococcus*. — *Ekt* = Ektoderm; *Ent* = Entoderm; *Mes* = Mesoderm. — Nach Shinji.

Mesoderm (*Mes*) identifiziert. Letzteres färbt sich viel stärker als die übrigen Schichten. Nach der Einkrümmung des Embryo breitet sich das Mesoderm über den ganzen Keimstreif aus (Abb. 2 *d*—*g*) und wird dann in eine linke und eine rechte Hälfte zerlegt. Auf Sagittalschnitten ist daher bei späteren Stadien (Abb. 2 *h* u. *i*) nichts vom Mesoderm zu sehen.

Die Bildung des Mitteldarms erfolgt erst nach der Umrollung und zwar nach Pierantoni und Strindberg aus einer vorderen und hinteren Entodermanlage. Shinji dagegen stellt fest, daß das Entoderm nur am hinteren Ende des Keimstreifs auftritt.

Bei *Lakshadia communis* und anderen Arten hat Walczuch (1932) ein eigenartiges **Embryonalorgan** im 1. Abdominalsegment beschrieben, welches aus fächerförmig angeordneten Zellen besteht. Diese Zellen entsenden lange Fortsätze in den Dotter. Sie haben vielleicht die Aufgabe, Stoffe in den Dotter

zu sezernieren. Nach der Umrollung des Embryo werden die faserigen Strukturen an die Peripherie des Eies verlagert (vgl. Walczuch 1932. Ab. 1 u. 2). Auf die Entwicklung des Mycetoms soll an anderer Stelle dieses Buches eingegangen werden.

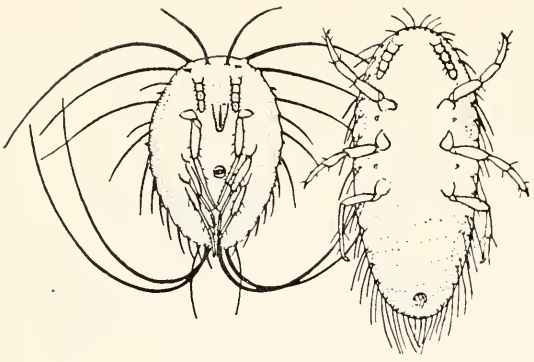
Die gesamte **Dauer der Embryonalentwicklung** beträgt bei *Margarodes polonicus* nach Kalicka-Fijalkowska (1928) 26 Tage. Das Blastoderm wird 12 Stunden nach der Eiablage gebildet. Nach 12 weiteren Stunden entstehen am hinteren Pol die Geschlechtszellen, nach weiteren 12 Stunden Stomodaeum und Proctodaeum. Am 3. Tag differenzieren sich Ektoderm und Entoderm, am 6. Tag ist zwischen diesen beiden Keimblättern das Mesoderm zu erkennen. Am 10. bis 13. Tag bilden sich die Speicheldrüsen und die Malpighischen Gefäße, am 13. Tag die Mundwerkzeuge und am 17. Tag die Tracheen.

Das **Auskriechen** der Larven beschreibt Shinji folgendermaßen: In der Höhe des Mesothorax tritt ein Querspalt auf. Durch diesen Riß werden zunächst die Antennen ausgestreckt. Dadurch wird auch der Kopf gehoben. Dann wird das Abdomen von der Eischale gelöst, der Femur des ersten Beinpaares erscheint, und schließlich wird das ganze Tier frei. Die Spitze der Stechborsten bleibt nach Dingler zunächst noch an der abgestreiften Eischale haften. Die Junglarven sind noch von der embryonalen Cuticula umhüllt. Sie wird bald nach dem Schlüpfen abgestreift. Oft tritt ähnlich wie bei Blattläusen ein schneidenförmiger Eizahn auf, der, an der Stirnseite des Kopfes gelegen, eine Differenzierung der Embryonalcuticula darstellt.

Es bestehen alle Übergänge zwischen **Oviparie und Viviparie**. Bei den meisten Arten beginnt die Entwicklung schon im Muttertier. Bald nach der Eiablage schlüpfen die Larven von *Tachardia lacca*, *Lecanium hesperidum*, *Chrysomphalus dictyospermi*, *Pseudococcus*, *Phenacoccus*, *Ericoccus*. Als vivipar können bezeichnet werden: *Aspidiotus hederae*, *Aonidia* sp., *Aonidiella perniciosa*, manche Arten von *Chionaspis*, *Dinaspis*, *Protargonia*, während andere Arten dieser Gattungen ovipar sind.

2. Postembryonale Entwicklung

Während die Embryonalentwicklung bei sämtlichen Cocciden sehr einheitlich verläuft, zeigen die einzelnen Arten bezüglich ihrer postembryonalen Entwicklung wichtige Unterschiede. Hierzu kommt, daß Weibchen und Männchen eine verschiedenartige Larvalentwicklung haben und daher im folgenden getrennt behandelt werden müssen. Als allgemeine Regel kann nur angegeben werden, daß die Weibchen stets mindestens eine Häutung weniger als die Männchen durchmachen. Auf dem 1. Larvenstadium sind die Geschlechter zumeist nicht zu unterscheiden. Nur bei *Stictococcus dimorphus* sind auffallende Unterschiede vorhanden (Abb. 5). Bei anderen Arten sind die Unterschiede geringfügiger. Bei *Lakshadia* hat Mahdihassan (1924) folgende unterscheidende Merkmale festgestellt: Das männliche 1. Larvenstadium ist flach und lang, das weibliche dagegen birnförmig. Auch in der



a. *b.*

Abb. 5. Erstes Larvenstadium von *Stictococcus dimorphus*. *a* Weibchen; *b* Männchen. — Nach Newstead.

Form der die Tiere umgebenden Lackzelle zeigen sich Unterschiede: Die Männchenzelle ist lang und flach, in der Thorakalregion schmäler als am Hinterende; die Weibchenzelle ist höher, hinten breiter und besitzt einen mittleren Grat mit zwei Furchen jederseits. Bei *Aulacaspis rosae* sind nach Börner (1910) die Läppchen am Hinterende bei der weiblichen 1. Larve etwas länger als bei der männlichen. Bei *Pseudococcus gahani* und *Phenacoccus gossypii* sind Männchen und Weibchen nach Basinger (1934) bis zur 2. Häutung gleichartig.

a) Entwicklung der Weibchen

Die Zahl der weiblichen Larvenstadien ist bei den einzelnen Arten verschieden. Um die Ergebnisse der verschiedenen Autoren vergleichen zu können, ist es notwendig, zu unterscheiden zwischen Entwicklungsphasen und Häutungsstadien. Diese Unterscheidung wird häufig nicht gemacht, deshalb sind auch die Angaben über die Zahl der Stadien so verschieden. Wir nehmen hier die Zahl der Häutungen zur Grundlage und unterscheiden, soweit das nötig ist, bei den einzelnen Häutungsstadien verschiedene Entwicklungsphasen.

Bei sehr vielen Schildlausarten treten **3 Häutungsstadien** auf, wobei Stadium I durch die frischgeschlüpfte Larve, Stadium III durch das geschlechtsreife Tier dargestellt wird. Es finden demnach nur zwei larvale Häutungen statt. Im einfachsten Fall unterscheiden sich die einzelnen Stadien nur durch die Größe. So ist bei *Pseudococcus* auch das letzte Stadium noch durchaus larvenähnlich. Dieser Entwicklungsgang kann demnach als ganz primitive Paurometabolie bezeichnet werden.

Bei den *Lecanium*-Arten verläuft die Entwicklung ganz ähnlich (Abb. 6). Das I. Stadium besitzt zwei lange Borsten am Hinterende und ist freibeweglich. Stadium II saugt sich fest und verharrt meist dauernd an derselben Stelle; es unterscheidet sich von Stadium I vor allem durch die Größe (Abb. 6*c*). Nach der 2. Häutung geht die Segmentierung, die bei Stadium I und II noch deutlich zu erkennen ist, verloren (Abb. 6*d*). Die Zahl der Wachsdrüsen, vor allem der Marginaldrüsen, nimmt zu. Ferner unterscheidet sich das erwachsene Tier von Stadium I und II durch die Zahl der Antennenglieder. Bei *L. hesperidum* haben Stadium I und II sechsgliedrige, Stadium III sieben-

gliedrige Antennen (Dingler 1923). Durch die Brutraumbildung wird das erwachsene Weibchen stark verändert. Eine Ortsbewegung ist nicht mehr möglich (Abb. 82 u. 85 *d—f*).

Bei *Aulacaspis rosae* (*Diaspidinae*) geht nach Börner (1910) die Segmentierung schon auf dem II. Stadium verloren. Das III. Stadium unterscheidet sich vom II. vor allem durch die Vermehrung der Wachshaare, der Wachskanälchen und das Auftreten einer offenen Vagina.

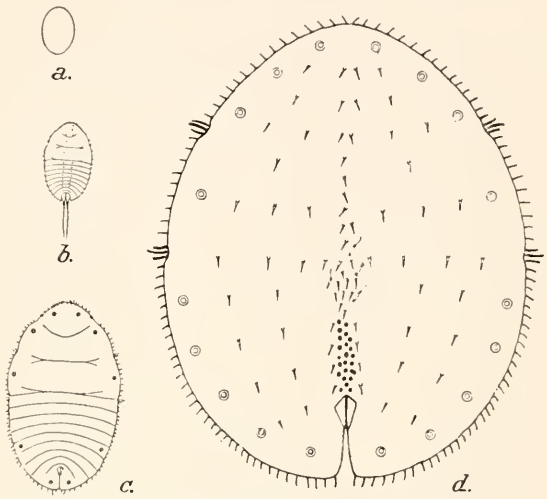


Abb. 6. Entwicklung von *Lecanium corvli* ♀. — *a* Ei; *b* I. Larvenstadium; *c* II. Larvenstadium; *d* Erwachsenes Stadium. — Nach Sulc.

Bei *Aspidiotus perniciosus* unterscheidet Reh (1900) beim I. Häutungsstadium fünf verschiedene Entwicklungsphasen: Die 1. Phase dauert einen Tag, das Tier ist freibeweglich. Während der 2. Phase tritt Wachsflaum auf, während der 3. Phase verflechten sich die Wachsfäden zu einem weißen Schild. Während der 4. Phase wird der weiße Schild am Rand dunkler, es entsteht so ein schwarzer Ring, der sich durch Ansatzringe verbreitert. Der weiße Teil des Schildes sitzt noch einige Zeit als kuglige Blase dem schwarzen Schild auf und wird dann abgeworfen. Erst während der 5. Phase wird der definitive Schild gebildet, indem sich an dem schwarzen Schild eine helle gelbliche Zone anlagert. Der schwarze Schild wird später abgeworfen. Erst nach Bildung des definitiven Schildes erfolgt die 1. Häutung 12 Tage nach dem Schlüpfen. Beine und Fühler werden dabei abgeworfen. Die alte Haut erhält ventral einen Schlitz, durch den das Tier auskriecht.

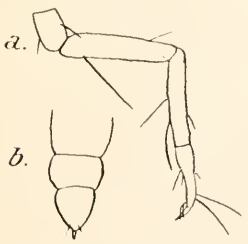


Abb. 7. Extremitäten von *Eriopeltis lichtensteini*. — *a* I. Häutungsstadium; *b* II. Häutungsstadium. — Nach Herberg.

Der Verlust der Extremitäten und Antennen sowie der Augen bei der 1. Häutung ist nach Börner (1901) auch bei anderen Diaspidinen festzustellen (s. Abb. 9 *b*, ♀). Bei *Aspidiotus nerii* werden nach Witlaczil (1886) und Gabritschevsky (1923) Antennen und Beine erst bei der 2. Häutung abgeworfen.

Bei *Eriopeltis lichtensteini* hat Herberg (1916) gleichfalls 3 Häutungsstadien gefunden und beim I. Stadium 3 Entwicklungsphasen festgestellt, die sich hinsichtlich der Größe und des Tracheensystems unterscheiden. Nach der 1. Häutung werden die Beine stummelförmig (Abb. 7 *b*) und die Linse der Augen ist verschwunden. Nach der 2. Häutung fehlen die Beine und die Augen ganz. Bei *Lakshadia* hat Mahdihassan drei Stadien unterschieden. Während bei *Lakshadia* und *Tachardia*

dem III. Stadium Extremitäten fehlen, sind bei *Tachardiella* noch kleine Stummel erhalten.

Je **4 Häutungsstadien** haben Sikes (1927) bei *Orthezia urticae* und Dingler (1930) bei *Icerya purchasi* gefunden. Bei *Orthezia* unterscheiden sich die Stadien vor allem durch die Zahl der Fühlerglieder: Das I. Stadium hat 6gliedrige Antennen, beim II. Stadium ist das 3. Fühlerglied stark verlängert, beim III. Stadium treten 7, beim IV. Stadium 8 Antennenglieder auf. Die Wachsplatten zeigen erst beim IV. Stadium die definitive Anordnung (Abb. 83 u. 21).

Beim I. Häutungsstadium von *Icerya purchasi* unterscheidet Dingler (1930) zwei Entwicklungsphasen: die hellrote „Eilarve" und die wachsbedeckte „Wachslarve". Das II. Häutungsstadium hat wie das I. Stadium 6gliedrige Antennen, beim III. Stadium sind sie 9-, beim IV. Stadium 11gliedrig.

5 Häutungsstadien. Bei den extrem an den Parasitismus angepaßten Porphyrophorinen und Margarodinen sind zwei Häutungsstadien eingeschoben: Das I. und II. Stadium sind freilebend, das III. Stadium lebt innerhalb einer Galle und hat keine Extremitäten mehr. Dem IV. Stadium fehlt sogar der Mund, außerdem kann man im Körperinnern histolytische Vorgänge feststellen. Auf dem V. Stadium treten zwar wieder Beine und Fühler, aber kein Mund auf (Abb. 90). Bei *Xylococcus betulae* dagegen werden die Extremitäten schon bei der 1. Häutung, der Mund aber erst bei der 4. Häutung zurückgebildet. Während dieser letzten Häutung erfolgt die Neubildung der Beine.

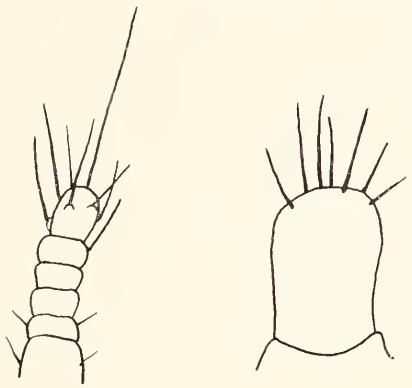


Abb. 8. Antennen von *Xylococcus*. — *a* frischgeschlüpfte Larve; *b* erwachsenes Weibchen. — Nach Oguma.

Bei *Xylococcus ulni* sollen nach Oguma (1919) die Extremitäten während des I. Stadiums ohne Häutung abgeworfen und die Antennen zu kleinen Protuberanzen zurückgebildet werden (Abb. 8), eine Feststellung, die m. E. der Nachprüfung bedarf, da man sich ohne Häutung solche Prozesse schwer vorstellen kann.

Allgemein läßt sich auf Grund dieser Tatsachen feststellen, daß die Weibchen der Schildläuse geschlechtsreif gewordene Larven sind, es handelt sich also um Fälle ausgesprochener Neotenie. Bei vielen Arten kommt es im Laufe der Entwicklung bei verschiedenen Organsystemen zu Rückbildungsprozessen. Reh hat für solche Fälle die Bezeichnung „regressive Metamorphose" vorgeschlagen. Bei *Porphyrophorinen* und *Margarodinen* treten Ruhestadien auf, welche histolytische und histogenetische Erscheinungen zugleich erkennen lassen und welche keine Nahrung aufnehmen. Hier von einer Art „Puppenstadien" zu reden, ist m. E. nicht berechtigt, eher dürften diese Erscheinungen als Anpassungen an eine bestimmte Lebensweise zu erklären sein.

b) Entwicklung der Männchen

Die postembryonale Entwicklung der Männchen unterscheidet sich von derjenigen der Weibchen wesentlich dadurch, daß puppenartige Ruhestadien auftreten und daß die Zahl der Häutungsstadien stets mindestens 1 mehr beträgt als bei den Weibchen. Bei der überwiegenden Mehrzahl der Schildlausarten treten **5 Häutungsstadien** auf (Abb. 9). Das erste Stadium ist stets freibeweglich und gleicht in den meisten Fällen der ersten weiblichen Larve. Auch das II. Stadium erinnert gestaltlich meist noch lebhaft

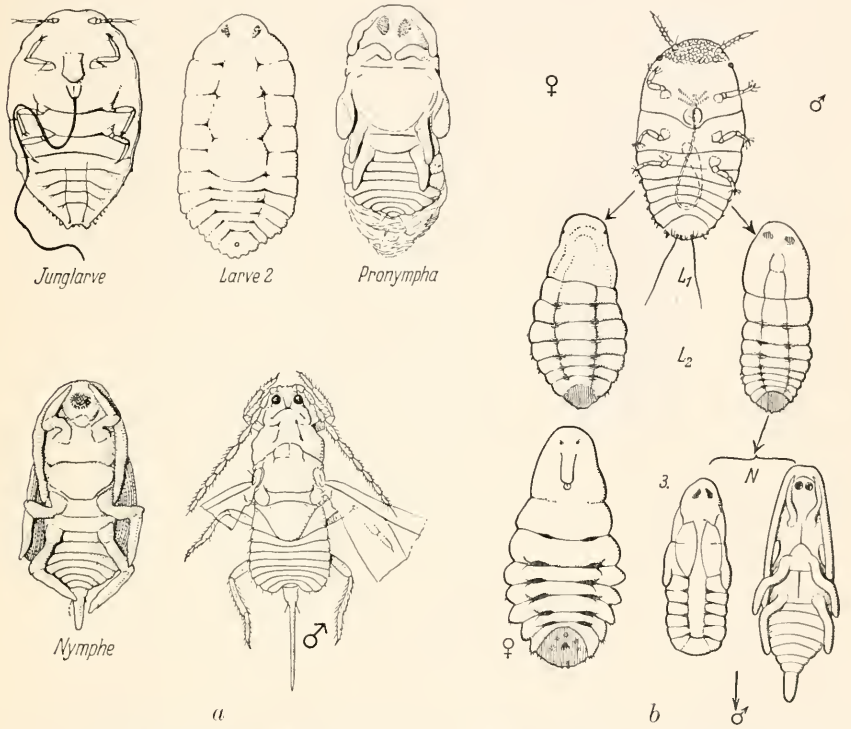
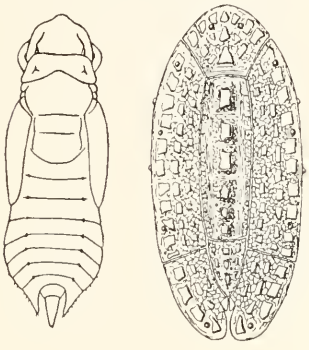


Abb. 9. *a* Entwicklung der Männchen von *Parlatoria zizyphi* (nach Berlese aus Weber). 1. Larve stärker vergrößert als die folgenden Stadien; *b* Die Entwicklungsstadien beider Geschlechter von *Lepidosaphes ulmi*, reifes ♂ nicht mit dargestellt. *L* = Larvenstadium, *N* = Nymphenstadium, links gleich nach der Häutung, rechts mit voll entwickelten Anhängen. — Nach Suter aus Weber.

an die entsprechende weibliche Larve und kann, wie diese, beinlos sein (Diaspidinen). Das III. Stadium wird meist als Pronymphe oder I. Ruhestadium bezeichnet und ist dadurch gekennzeichnet, daß die Anlagen der Flügel äußerlich bereits als Stummel zu erkennen sind, ebenso die Antennen- und Extremitätenanlagen der Imago. Die Mundwerkzeuge werden bei der Häutung zur Pronymphe abgeworfen. Auf dem IV. Stadium, das als Nymphe bezeichnet wird, zeigen die Antennen und die Extremitäten schon die definitive Gliederung. Die Augen treten deutlich in Erscheinung, die Flügelstummel sind viel länger geworden. Nach der äußeren Form könnte man

dieses Stadium einer freigliedrigen Puppe (pupa libera) vergleichen. Comstock und Signoret lassen das IV. Stadium ohne Häutung aus dem III. hervorgehen. Bereits Reh (1901) hat sich aber gegen diese Auffassung gewandt. Das V. Häutungsstadium ist die Imago. Dieser Entwicklungsgang wurde bereits von Targioni-Tozzetti (1885) und O. Schmidt (1885) richtig erkannt und beschrieben und von Witlaczil (1886) bestätigt. Letzterer stellte bei der Verwandlung der Männchen auch bereits die allerdings bei den verschiedenen Gruppen ungleich weit gehende Degeneration des Darms fest.

Die Fünfzahl der Häutungsstadien wurde bei folgenden Gattungen festgestellt: *Tachardia*, *Lakshadia*, *Pseudococcus*, *Aspidiotus*, *Parlatoria* (Abb. 9*a*), *Lecanium*, *Xylococcus*, *Icerya*, *Orthezia*. Bei der Verwandlung der *Orthezia*-Männchen hat Sikes (1927) folgende ergänzenden Beobachtungen gemacht: Das III. Stadium bildet einen weißen Kokon aus losen Bündeln seidenartiger Fäden, welche zuerst an den Intersegmentalhäuten erscheinen. Dieser Kokon ist in etwa 2 Tagen fertiggestellt. In ihm durchläuft das Männchen die weitere Verwandlung. Bei *Lecanium*-Arten sind die Nymphen und die junge Imago durch einen reichskulpturierten Schild geschützt (Abb. 10), welcher für die Artdiagnose verwendet werden kann (Šulc 1934).



a *b*

Abb. 10. Nymphe (*a*) und Schild (*b*) von *Lecanium coryli* ♂. — Nach Šulc.

Bei *Aulacaspis rosae* hat Börner (1910) **6 Häutungsstadien** festgestellt. Das I. Stadium ist frei beweglich, beim II. Stadium sind Fühler und Thorakalbeine verschwunden. Das III. Stadium hat ein abweichend gestaltetes Pygidium und eine vermehrte Zahl von Wachsdrüsen. Es folgen zwei typische Nymphenstadien. Bei der 2. Nymphe (V. Stadium) ist das Hinterende in einen kegelförmigen Zapfen ausgezogen, in ihm erfolgt die Differenzierung des Kopulationsapparates. Das VI. Stadium ist die Imago.

Eine auffallend hohe Zahl von Larvenstadien hat Herberg (1916) bei *Eriopeltis lichtensteini* festgestellt. Dies erklärt sich aber dadurch, daß sein 1. bis 3. Stadium, welche freibeweglich sind, lediglich Entwicklungsphasen des I. Häutungsstadiums darstellen. Berücksichtigt man dies, so kommt man auch bei *Eriopeltis* auf 6 Häutungsstadien.

Bei *Lepidosaphes ulmi* fand Suter (1932), daß das Männchen auf dem **IV. Häutungsstadium** geschlechtsreif wird (das Weibchen auf dem III. Stadium). Es tritt demnach nur ein Nymphenstadium auf. Die Flügel und Extremitäten wachsen während dieses Stadiums ohne Häutung allmählich zu normaler Größe heran (Abb. 9*b*). Eine solche Auffassung vertrat schon Signoret (s. o.).

Die **histologischen Vorgänge** bei der Verwandlung der Männchen hat Gabritschevsky (1923) bei *Aspidiotus nerii* untersucht. Danach werden die Larvalcharaktere durch Histolyse zurückgebildet. Während der beiden Nymphenstadien erfolgt der Aufbau der Imaginalcharaktere. Den Neubau der Gliedmaßen hat bereits Berlese bei *Lepidosaphes* verfolgt. Die Bildung der

Extremitätenanlagen erfolgt bereits auf dem 2. Stadium in sackförmigen Einstülpungen der Haut, die sich allmählich nach außen umstülpen. Die Übereinstimmung mit der Extremitätenbildung bei manchen Holometabola ist auffallend. Gabritschevsky bezeichnet auf Grund seiner eingehenden Studien die Entwicklung der Schildlausmännchen als unisexuelle Holometabolie. Er schließt sich damit der Ansicht vieler älterer Autoren an, z. B. Bouché, Claus, Hertwig, Korschelt und Heider, Lang, Ludwig, Sharp, Smith, Taschenberg. Bereits Witlaczil (1886) hat aber dieser Ansicht entgegengesetzt, daß die Entwicklung der Männchen „nicht als vollkommene, sondern als der vollkommenen stark angenäherte, aber doch unvollkommene Verwandlung" bezeichnet werden müsse. Maßgebend ist für ihn dabei, daß die Veränderungen allmählich während einer ganzen Reihe von Larvenstadien vor sich gehen. Aus demselben Grund stellt auch Weber (1933) mit Handlirsch u. a. die Coccidenmännchen nicht zu den Holometabola, sondern zu den Neometabola, speziell zu den Parametabola. Weber betont dabei, daß die innere Metamorphose bei den Neometabola eine ungleich geringere Rolle spielt als bei den Holometabola.

IV. Morphologie

In morphologischer Hinsicht besteht ein auffallender Geschlechtsdimorphismus, welcher fast alle Organsysteme betrifft. Die Männchen kommen dem Typus eines Insekts wesentlich näher als die Weibchen, welche zeitlebens larvale Eigentümlichkeiten beibehalten oder sogar ausgesprochene Rückbildungserscheinungen aufweisen. Die einzelnen Organsysteme müssen daher im folgenden für Weibchen und Männchen gesondert behandelt werden.

1. Kopf

a) Weibchen

Beim Weibchen kann selbst bei den noch deutlich segmentierten Larven und denjenigen Formen, welche zeitlebens ihre Segmentierung beibehalten (Abb. 1*a*), höchstens von einem Kopfabschnitt, welcher ohne scharfe Grenze in den thorakalen Abschnitt übergeht, geredet werden. Eine Kopfkapsel, wie sie anderen Insekten eigentümlich ist, ist nicht vorhanden. Eine Homologisierung der verschiedenen Teile des Epicraniums ist erschwert. Die Cocciden sind ausgesprochen hypognath, vom Vorderkopf ist in der Dorsalansicht (Abb. 1*b*) nichts zu sehen, er ist vollkommen auf die Ventralseite des Tieres verlagert, der Mund ist dementsprechend weit nach hinten gerückt.

α) Epicranium

Das Epicranium bildet die Spitze des Kopfabschnittes und trägt, soweit dieselben nicht zurückgebildet sind, die Antennen und die Ocellen, welche (siehe unten) besser als persistierende Larvenaugen bezeichnet werden. Die Antennen

(Abb. 11) können als filiform bezeichnet werden. Sie sind meist 6 bis 8gliedrig, bei Monophlebinen 10 bis 11gliedrig. Die Länge der einzelnen Glieder ist bei den einzelnen Arten verschieden. Bei vielen Arten hat das 1. Larvenstadium 6 Fühlerglieder im weiblichen und männlichen Geschlecht (Abb. 8*a* und 11*a*).

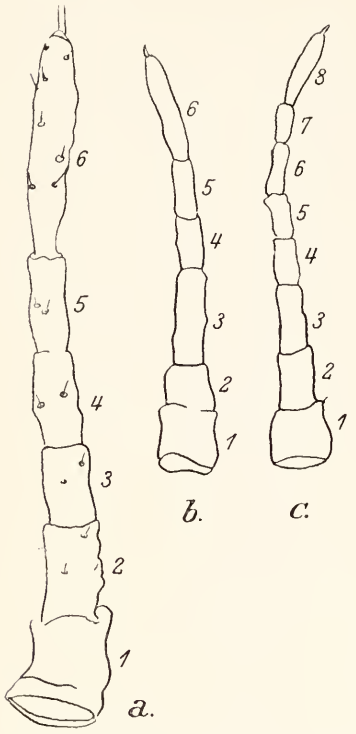


Abb. 11. Antennen von *Orthezia urticae*. — *a* 1. Larve; stärker vergr.; *b* 2. Larve; *c* Imago. — Nach Sikes.

Die Antennenglieder sind mit zahlreichen Sinnesborsten besetzt. Bei *Orthezia* hat Sikes eine besonders starke, aber dünnwandige endständige Borste am Endglied der Antenne festgestellt (Abb. 11*a*). Die übrigen Sinnesborsten aber sind alle nach demselben Typus gebaut. Rhinarien und sonstige Sinnesorgane fehlen.

Bei manchen Arten (*Aspidiotus perniciosus*) fehlen dem erwachsenen Tier Antennen, bei anderen werden sie (*Xylococcus alni*, Abb. 8*b*) zu ungegliederten Stummeln zurückgebildet.

β) Vorderkopf und Mundteile

Der **Vorderkopf** ist mit dem Epicranium beweglich verbunden. An ihm ist ein kegelförmiger Clypeus zu unterscheiden, der am freien Ende in das kurze Labrum ausläuft.

Die Mandibeln und Maxillen sind wie bei anderen Rhynchoten zu **Stechborsten** umgebildet. Die rechte und linke Maxille sind innig miteinander verfalzt (Abb. 12 *mx*). Im Gegensatz zu anderen Rhynchoten sollen nach Hovasse (1930) bei *Marchalina* und nach List bei *Orthezia* die beiden Maxillen zusammen nur eine Röhre bilden (Abb. 12), das Speichelrohr soll also nicht ausgebildet bzw. nicht vom Nahrungsrohr abgegliedert sein. Eigene Untersuchungen an Diaspidinen und Lecanien zeigen indessen, daß ganz wie bei den Aphidinen und allen anderen Homopteren die beiden Röhren wohl zu unterscheiden sind. Wahrscheinlich sind die beiden genannten Autoren durch

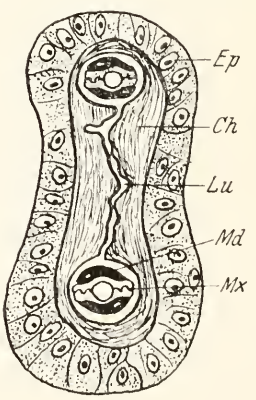


Abb. 12. Querschnitt durch die Borsten und die Crumena von *Marchalina hellenica*. — *Ch* = Chitinauskleidung der Crumena; *Ep* = Epithel; *Lu* = Lumen der Crumena; *Md* = Mandibel; *Mx* = Maxille. — Nach Hovasse.

die auch bei den Lecanien geringe Dicke des Speichelrohres irregeführt worden.

Die Mandibeln legen sich nach Hovasse dicht den Maxillen mit konkaven Innenflächen an (Abb. 12 *Md*). Nach List besitzen dagegen die Mandibeln Längsrillen, die durch die Maxillen zu Röhren abgeschlossen werden.

Die Homologisierung der Hemipteren-Stechborsten mit den Maxillen und Mandibeln anderer Insekten geht auf Savigny (1816) zurück. Auf Grund embryologischer Untersuchungen an *Aspidiotus nerii* stellte Mecznikow (1866) fest, daß diese Homologisierung für die Homopteren keine Gültigkeit habe, zumal die Mandibeln und Maxillen frühzeitig verkümmerten, während die Stechborsten von den „retortenähnlichen Organen" neugebildet würden. Heute ist die Homologisierung von Savigny auch bei den Cocciden allgemein angenommen.

Das **Labium** der Cocciden ist sehr kurz und bildet die Stechborstenscheide. Es ist meist zweigliedrig (bei *Asterolecaniinae* 1 bis 2gliedrig, selten mehrgliedrig, bei *Coccinae* 1- bis 3gliedrig, bei *Dactylopiinae* und *Ortheziinae* 2gliedrig). Das Labium bildet eine mit Chitin ausgekleidete Rinne, die basal offen bleibt und hier von der Oberlippe bedeckt wird.

Im distalen Glied des Labium befindet sich eine chitinöse Verdickung der Stechborstenscheide, die als Zangenapparat bezeichnet wird (Abb. 13 *Z*). Innerhalb des Labiums hat Hovasse (1930) jederseits drei verschiedene Muskelbündel festgestellt: Transversalmuskel, die am Zangenapparat ansetzen, Längsmuskelbündel, die als Levatoren (*L*) dienen, schrägverlaufende Retraktoren (*R*) und Protraktoren (*Pr*).

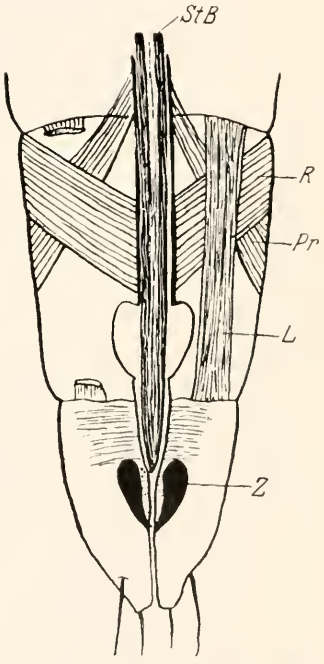


Abb. 13. Labium von *Marchalina hellenica*. — *L* = Levator; *Pr* = Protraktor; *R* = Retraktor; *StB* = Stechborsten; *Z* = Zangenapparat. — Nach Hovasse.

Die Stechborstenscheide ist viel zu kurz, als daß sie die sehr langen Stechborsten in sich aufnehmen könnte. Sind die Borsten eingezogen, so liegen sie in Form einer Schleife in der Borstentasche oder **Crumena**. Letztere stellt eine Einstülpung der Epidermis zwischen Vorderkopf und der Basis des Labiums dar (Abb. 14*a*, *Cru*). Sind die Borsten ausgestreckt (Abb. 14*b*), so bilden sich in der Taschenwandung Querfalten, und das Lumen schwindet. Den histologischen Aufbau der Tasche hat bereits List (1885) richtig beschrieben. Sie ist von Chitin ausgekleidet, darunter folgt die Hypodermis, welche von einer dicken Schicht von Ringmuskelfasern umgeben ist. Von der Taschenwandung gehen zahlreiche Fasern aus, die wohl zur Befestigung dienen. Am vorderen Teil der Tasche setzen Muskelbündel an, die zum dorsalen und ventralen Integument ziehen, der hintere

blindgeschlossene Teil der Tasche ist durch Muskeln an der ventralen Epidermis befestigt.

Dorsal vom Clypeolabrum ragt der **Hypopharynx** von oben als kegelförmiges Gebilde in die Mundhöhle hinein (Abb. 15). In seinem Inneren

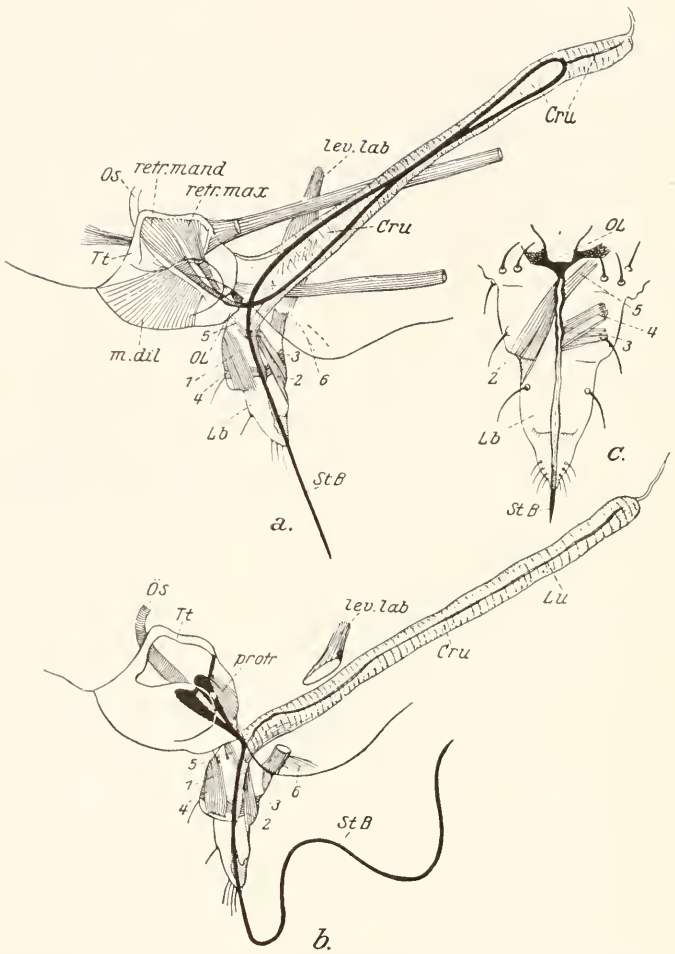


Abb. 14. Mundteile von *Pseudococcus adonidum*. Von der linken Seite gesehen, durchsichtig gedacht. — *a* Borstenbündel nur wenig vorgestreckt; *b* maximal vorgestreckt; *c* Vorderansicht des Labiums; 1—6 Muskeln des Labiums; *Cru* = Crumena; *Lb* = Labium; *Lu* = Lumen der Crumena; *lev.lab* = Levator labii; *m.dil.* = Museuli dilatatores; *lev.Ol.* = Oberlippe; *Ol* = Oberlippe; *Ös* = Oesophagus; *protr.* = Protraktoren der Mandibel und Maxillen; *retr.mand.* u. *max* = Retraktoren der Mand. und Maxillen; *St.B* = Stechborstenbündel; *Tt.* = Tentorium. — Nach Weber.

befindet sich die **Speichelpumpe** (*SP*). Bereits Wedde (1885) hat betont, daß die „Spritze" der Cocciden gleichwertig derjenigen der übrigen Hemipteren ist. Die Lage dieses Apparates geht aus Abb. 15 klar hervor. Ähnlich wie bei anderen Hemipteren stellt derselbe eine Diaphragmakolbenpumpe dar, deren Bau bereits Berlese beschrieben hat. Berlese hat die Speichelpumpe nur

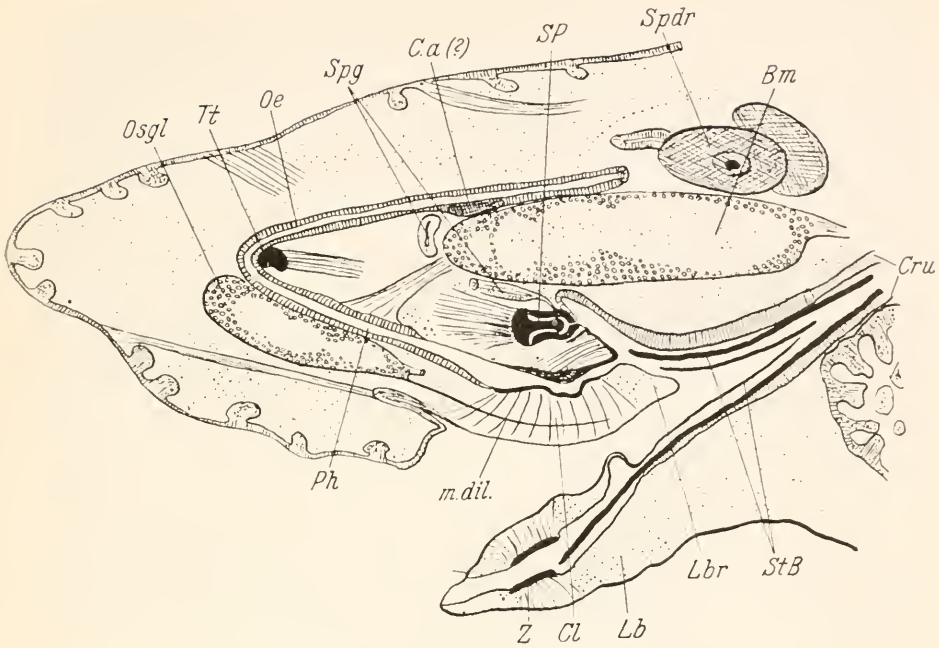


Abb. 15

Abb. 15. Sagittalschnitt durch die Kopfregion von *Marchalina hellenica*. *Bm* = Bauchmark; *C.a* = Corpora allata (?); *Cl* = Clypeus; *Cru* = Crumena; *Lb* = Labium; *Lbr* = Labrum; *m.d.* = Musculi dilatatores; *Oe* = Oesophagus; *Osgl* = Oberschlundganglion; *Ph* = Pharynx; *SP* = Speichelpumpe; *Spg* = Speichelgang; *Spdr* = Speicheldrüse; *StB* = Stechborsten; *Tt* = Tentorium; *Z* = Zangenapparat. — Nach Hovasse.

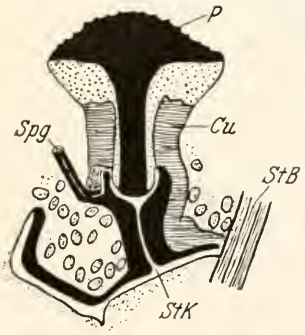


Abb. 16

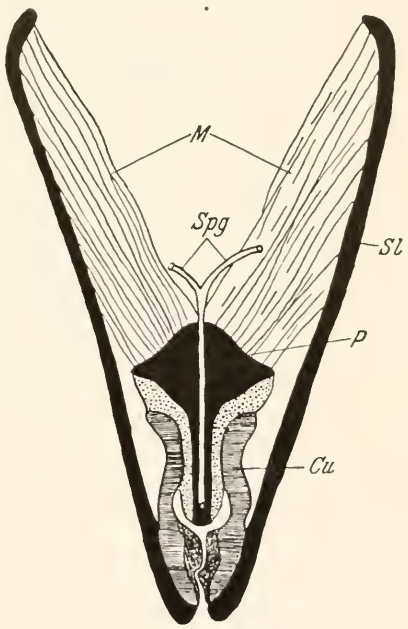


Abb. 17

Abb. 16. Speichelpumpe von *Marchalina hellenica* Sagittalschnitt. — *Cu* = Cupula; *P* = Pistill; *Spg* = Speichelgang; *StB* = Stechborsten; *StK* = Stauungskanal. — Nach Hovasse.

Abb. 17. Speichelpumpe von *Marchalina hellenica* Frontalschnitt. — *Cu* = Cupula; *M* = Muskulatur; *P* = Pistill; *Sl* = Superlingua; *Spg* = Speichelgang. — Nach Hovasse.

bei den Diaspidinen gefunden. Inzwischen wurde dieselbe aber auch bei zahlreichen anderen Arten beschrieben. Die eingehendste Beschreibung (Abb. 16) verdanken wir Hovasse (1930): Die Pumpe besteht aus einer zylinderförmigen Cupula (*Cu*) und dem Pistill (*P*). Die Cupula bildet in ihrem unteren Teil eine chitinige halbkugelige Höhlung, welche sich in einen konisch sich verjüngenden Teil fortsetzt. Das Pistill ist durch eine dünne Membran mit der Cupula verbunden. Diese Membran wirkt als Antagonist der vom Pistill zur Superlingua (Abb 17) und zum Tentorium ziehenden Muskulatur (*M*). Bei Entspannung der Muskulatur wird der untere halbkugelige Teil des Zylinders gegen die halbkugelige Höhlung der Cupula gepreßt. Die Öffnung des Speichelganges wird dadurch verschlossen. Bei Kontraktion der Pistillmuskulatur dagegen wird die Öffnung des Speichelkanals frei, die Speichelflüssigkeit wird dabei aus den Speicheldrüsen gesogen.

γ) Das Schlundgerüst

Zur Stütze der Mundteile und zur Befestigung der Muskulatur ist ein Schlundgerüst, welches aus einer Anzahl von Apodemen besteht, ausgebildet.

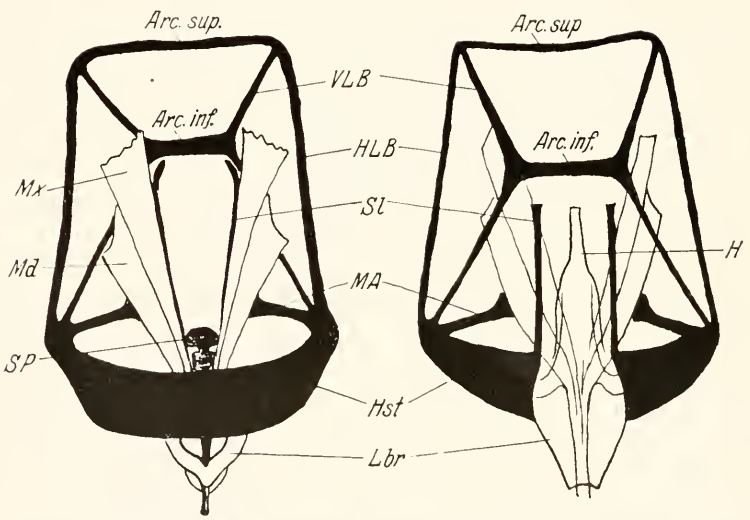


Abb. 18. Schlundgerüst von *Marchalina hellenica*. — *a* von dorsal; *b* von ventral; *Arc inf.* u. *sup.* = Arcus inferior und superior des Tentoriums; *HLB* = hinterer Längsbalken; *Hst* = Hypostoma; *H* = Hypopharynx; *Lbr* = Labrum; *MA* = Mandibularapophysen; *Md* = Mandibel; *Mx* = Maxille; *Sl* = Superlingua; *SP* = Speichelpumpe; *VLB* = vorderer Längsbalken. — Nach Hovasse.

An diesem Gerüst, das in der Hauptsache dem **Tentorium** anderer Insekten entspricht, sind bei *Marchalina hellenica* nach Hovasse (1930) folgende Teile zu unterscheiden: ein dorsales Spangenpaar, das als Arcus superior und Arcus inferior (Abb. 18) unterschieden werden kann. Diese beiden Apodeme sind jederseits durch einen vorderen Längsbalken (*VLB*) verbunden. Vom Arcus superior zieht ferner jederseits ein hinterer Längsbalken zur sog. Hypostoma,

einem breiten chitinösen Halbring (*Hst*). So entsteht ein trapezförmiges Gebilde, dem eine H-förmige Figur eingelagert ist (Abb. 18 *B*). Von der Hypostoma entspringen jederseits zwei weitere Apodeme, die als Mandibularapophysen (*MA*) und „Superlinguae" (*Sl*) bezeichnet werden. An dem Schlundgerüst setzen wichtige Muskeln an: An der Vereinigungsstelle von Arcus inferior und vorderem Längsbalken Retraktoren des Pistills (Abb. 19 *M*). Weitere Muskeln ziehen nach Hovasse von den Superlinguae zum Pistill. An den hinteren Längsbalken und an den Mandibularapophysen entspringen die Retraktoren der Stechborsten (Abb. 14 *retr.mand* und *max* und Abb. 19).

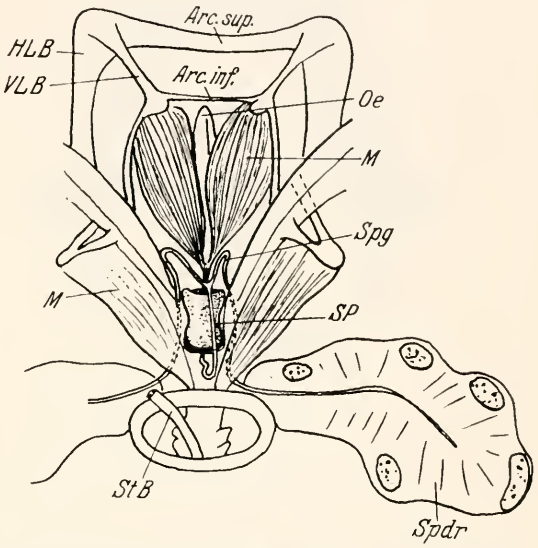


Abb. 19. Schlundgerüst mit Muskulatur und Speicheldrüse von *Epidiaspis piricola*. — *Arc.sup.* u. *inf.* = Arcus superior und inferior des Tentoriums; *HLB* = hinterer Längsbalken; *M* = Muskulatur; *Oe* = Oesophagus; *SP* = Speichelpumpe, *Spdr* = Speicheldrüse; *Spg* = Speichelgang; *StB* = Stechborste; *VLB* = Vorderer Längsbalken. — Nach Childs.

Bei *Orthezia* ist nach List das Schlundgerüst wesentlich komplizierter gebaut (Abb. 20). Von dem Arcus superior, den List als Querbalken (*QB*) bezeichnet, geht jederseits ein unterer Längsbalken (*ULB*) ab. Jeder teilt sich in 3 Äste, welche auf einer nach unten vorgewölbten Fläche liegen. Der innerste Ast (*i.A*) jederseits vereinigt sich mit dem entsprechenden Ast der anderen Seite zu einer dünnen Leiste, welche mit den unteren Längsbalken und dem Querbalken einen festen Rahmen bilden. Der mittlere Ast (*m.A*) ist etwas stärker als der innere und biegt zuerst nach außen, bildet dann einen Knick nach oben, um nach einem weiteren Knick mit dem entsprechenden Bogen der anderen Seite in der Medianen zusammenzutreffen und schließlich mit dem beschriebenen Rahmen zu verschmelzen. Der äußere Ast (*ä.A*) erscheint als breite Leiste, die nach außen biegt und in einer Chitinlamelle endigt. Entsprechend wie bei *Marchalina* (Abb. 18) und *Epidiapis* (Abb. 19) geht von Tentorium jederseits ein oberer Längsbalken ab (*OLB*). Auch dieser teilt sich in 3 Äste, die auf einer nach oben vorgewölbten Chitinlamelle liegen. Diese Lamelle steht mit der oben geschilderten ventralen Lamelle in Verbindung. Nur im medianen Teil wird von beiden Lamellen eine Öffnung zum Durchtritt der Borsten freigelassen.

Zu diesem Schlundgerüst kommen noch Teile, die mit den Borsten in engerem Zusammenhang stehen: Es sind das zwei von den Endpunkten des

Querbalkens schief nach unten und innen verlaufende Balken (*d.B*), welche, nachdem sie sich median berührten, fast rechtwinklig nach außen umbiegen und sich den oberen Längsbalken nähern. Der hintere Teil dieses Balkens steht durch S-förmige Leisten (*AH*), die wohl den Artikulationshebeln anderer Hemipteren zu homologisieren sind, mit der Borstenbasis in Verbindung (Abb. 20*b*)

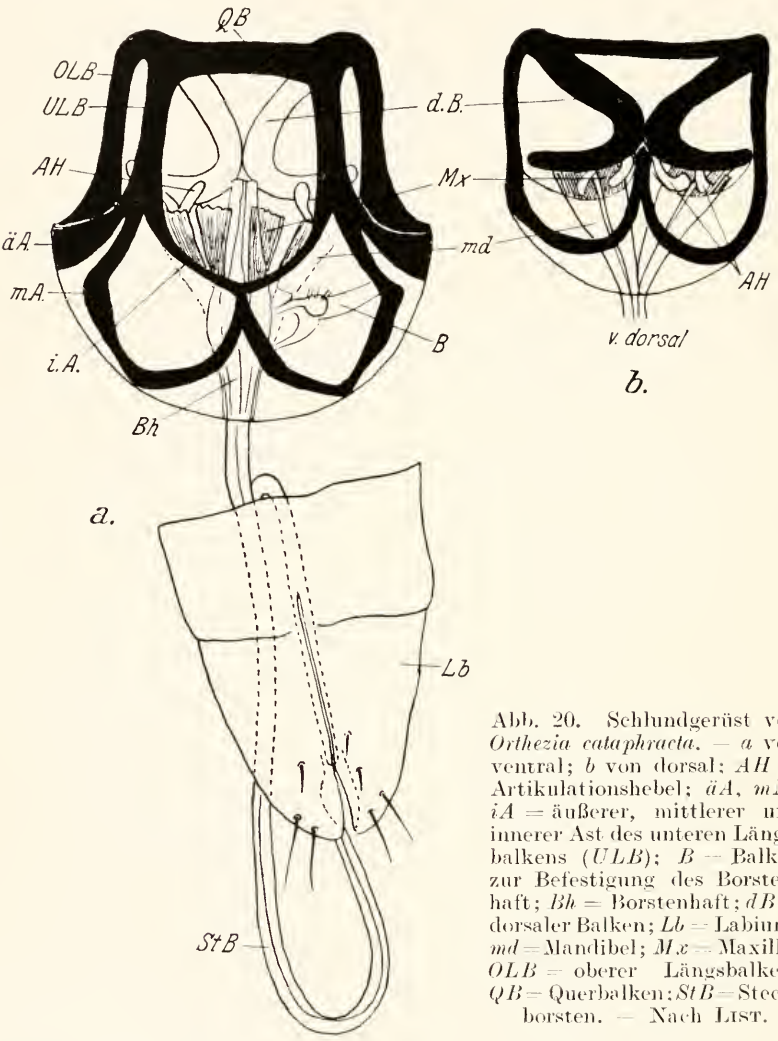


Abb. 20. Schlundgerüst von *Orthezia cataphracta*. — *a* von ventral; *b* von dorsal; *AH* = Artikulationshebel; *äA*, *mM*, *iA* = äußerer, mittlerer und innerer Ast des unteren Längsbalkens (*ULB*); *B* = Balken zur Befestigung des Borstenhaft; *Bh* = Borstenhaft; *dB* = dorsaler Balken; *Lb* = Labium; *md* = Mandibel; *Mx* = Maxille; *OLB* = oberer Längsbalken; *QB* = Querbalken; *StB* = Stechborsten. — Nach List.

Bei *Warajicoccus* beschreibt Kitao (1928) eine zentrale Platte = arcus superior, von der jederseits ein Crurum anterior und posterior abgehen. Ersteres verläuft abwärts bis zum Gehirn, wendet sich dann rückwärts und reicht bis zum Clypeus des Crurum posterior, zieht dann rückwärts zum proximalen Rand der Oberfläche der Bukkalmasse.

Innerhalb des Schlundgerüsts ist noch ein Apparat, der zu verschiedenen Deutungen Anlaß gegeben hat. Targioni-Tozetti bezeichnet ihn als Infundibulum, Mark

als Saug- und Steuerungsapparat und List als Borstenhaft. Es handelt sich um eine Einrichtung, die wie eine Scheide den basalen Teil des Borstenbündels umfaßt. Der vordere röhrenförmige Teil setzt sich in den Oesophagus fort. Vom mittleren Teil des Borstenhafts zieht ein Balken nach außen zum Schlundgerüst. Der dorsale Teil des Borstenhafts soll nach Mark bei *Orthezia urticae* einen chitinigen Ring bilden, der zur Steuerung der Borsten dient. Bei *Orthezia cataphracta* tritt nach List kein Ring, sondern ein Fixationsapparat für den Borstenhaft auf.

Es wird noch weiterer Untersuchungen bedürfen, um diese Teile des Schlundgerüsts homologisieren zu können. Vermutlich handelt es sich um Differenzierungen der Laminae mandibulares und maxillares.

Bei den Weibchen mancher Arten werden die Mundwerkzeuge bei der letzten Häutung zurückgebildet. Bei *Marchalina hellenica* bleibt nach Hovasse der Rüssel zwar bestehen, doch wird er in seiner Gestalt unregelmäßig, fast asymmetrisch. Die Stechborsten werden bei der letzten Häutung nicht neugebildet. Das Schlundgerüst bleibt weich.

δ) Zusammenwirken aller Teile beim Stech- und Saugakt

Bei der frei sich bewegenden Larve wird das Labium durch den Levator labii nach hinten an die Unterseite des Tieres angelegt, die Stechborsten liegen in Form einer Schleife in der Crumena (Abb. 14*a*). Ein Heraustreten der Stechborsten aus der Stechborstenscheide wird durch den Zangenapparat (Abb. 13 Z) verhindert. Wenn sich das Tier zum Stechen anschickt, wird das Labium durch die Protraktoren senkrecht zur Oberfläche der Pflanze gestellt. Nach Berlese soll bei der Borstenbewegung das Labium aktiv beteiligt sein; diese Vorstellung wird heute von den meisten Autoren abgelehnt. Auch die aktive Mitarbeit der Crumena wird zumeist bestritten. Borstentasche und Borstenscheide dienen in erster Linie der Führung der Borsten. Die Bewegung der letzteren erfolgt vor allem durch die Protraktoren und Retraktoren, welche an der Borstenbasis ansetzen. Mandibeln und Maxillen können unabhängig voneinander bewegt werden, die beiden Maxillen aber sind so sehr ineinander verfalzt, daß sie nur gemeinsam bewegt werden können. Nun sind nach Weber die Borsten mindestens 20mal so lang wie der Wirkungsbereich einer einmaligen Kontraktion der Protaktoren. Ist dieser Wirkungsbereich erschöpft, so tritt der Zangenapparat in Tätigkeit und klemmt die Borsten fest. Das erfolgt dadurch, daß die an dem Zangenapparat ansetzende Muskulatur gelockert wird und infolgedessen die Zange sich durch ihre eigene Elastizität verengert. Die Retraktoren verengern nunmehr die Borstenbündelschleife und schieben die Borsten weiter vor. Das wiederholt sich so oft, bis die Borsten genügend weit ins Pflanzengewebe vorgetrieben sind. Brocher wirft die Frage auf, ob die oft zeitlebens an derselben Stelle sitzenden Tiere die Borsten überhaupt wieder zurückziehen. Dazu bemerkt Weber, daß das gerade bei sessilen Tieren eine Notwendigkeit ist, um dadurch auf engstem Raum zu immer wieder neuen Nahrungsquellen vorstoßen zu können.

b) Männchen

Im Unterschied zu den Weibchen ist der Kopf meistens deutlich vom Thorax abgesetzt und hat die Form einer auch ventral völlig geschlossenen Kapsel. Bei den Diaspidinen ist das Hinterhaupt dagegen weit offen und die Grenze zwischen Kopf und Thorax unscharf (Abb. 91). Da die Mundwerkzeuge stets vollkommen fehlen, sind wesentliche Teile des Insektenkopfes rückgebildet oder wenigstens eingeebnet, so der ganze Vorderkopf. Das Epicranium trägt die 10- bis 25gliedrigen, fadenförmigen Antennen und die Augen, auf deren Bau und morphologische Bedeutung im X. Abschnitt eingegangen werden soll.

Im Kopf der Männchen stellte BERLESE einen Protraktor der Antenne fest, welcher von der Medianen der Kopfkapsel zur Antennenbasis zieht. Ein weiteres Bündel zieht vom 1. zum 2. Antennenglied. Ferner verlaufen innerhalb der Geißel die „motori del flagello". Zwei Kopfbeweger ziehen jederseits dorsal und ventral vom Thorax zum Kopfansatz.

2. Thorax

a) Äußere Morphologie des Stammes

α) Weibchen: Der Kopf geht meist ohne scharfe Grenze in den Thorakalabschnitt über. Bei den Larven sind die Segmentgrenzen noch deutlich zu erkennen, während sie bei erwachsenen Tieren meist verwischt sind (Abb. 1*a—c*). Bei *Orthezia cataphracta* ist die Segmentierung sehr deutlich ausgeprägt, sie tritt bereits in der Anordnung der Wachsplatten klar in Er-

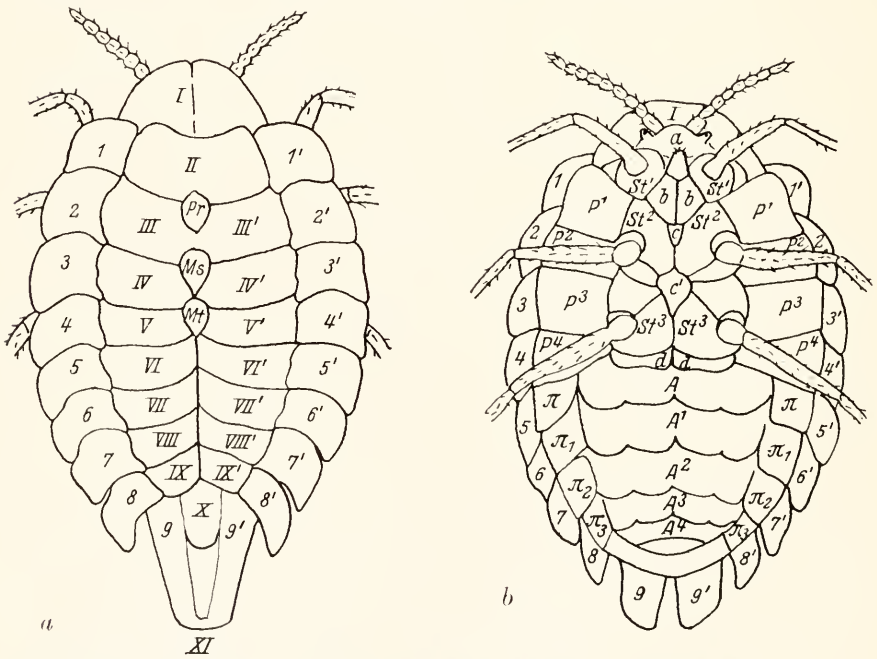


Abb. 21. Körpergliederung von *Orthezia cataphracta*. Nach LIST. — Erklärungen im Text.

scheinung (Abb. 21). Der Kopfschild (*I*) ist dorsal hinten begrenzt vom I. Thorakalschild (*II*) und von den Marginalschildern (*1* und *1'*). Die Schilder des II. und III. Thorakalsegments sind paarig (*III*, *III'*, *IV*, *IV'*) und stoßen median aneinander. Zwischen dem I., II. und III. Thorakalschild liegen 3 kleine Schildchen, die List als Pro-, Meso- und Metascutellum (*Pr*, *Ms*, *Mt*) bezeichnet. Wie an das I., so schließen sich auch an das II. und III. Thorakalschild jederseits Marginalschilder (*2,2'*, *3,3'*) an. Diesen Wachsschildern entsprechen ähnlich geformte Felder der Epidermis.

Auf der Ventralseite des Thorax treten im Bereich des I. Thorakalsegments mehrere paarige Schilder auf, welche die Coxae der I. Extremitäten und das Rostrum einschließen: ein Sternalschilderpaar (St^1), ein Paar trapezförmige Schilder (*b*) und ein Paar Pleuralschilder (P^1).

Im II. und III. Thorakalsegment befinden sich zwischen den Sternalschildern (St^2 und St^3) zwei Schildchen (*c* und *c'*). Seitlich schließt sich auch im II. und III. Thorakalsegment je ein Paar Pleuralplatten (P^2 und P^3) an. An der Grenze zum Abdomen hat List 1 Paar „bandförmiger" Schildchen (*d*) festgestellt.

Leider liegen von anderen Arten keine entsprechenden Angaben vor.

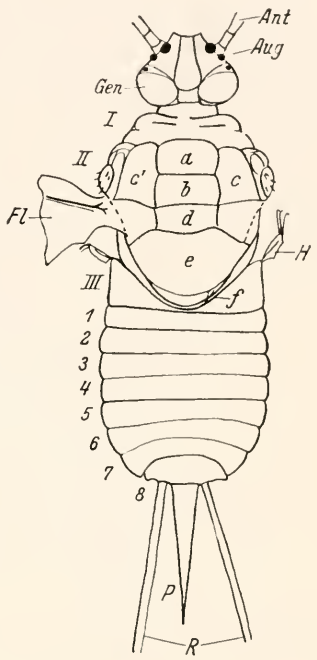


Abb. 22. Männchen von *Lecanium tiliae*. — *Ant* = Antenne; *Aug* = Augen; *Fl* = Vorderflügel; *Gen* = Genae; *H* = Haltere; *P* = Penis; *R* = Wachsraife; *I—III* = I. bis III. Thorakalsegment; *a* = Praescutum mesothoracis; *b*, *c* = Scutum; *d* = Scutellum mesothoracis; *e* = Postnotum mesothoracis; *f* = Mesophragma. — Nach Šulc.

Als Endothorax beschreibt Kitao (1928) 3 Paar Apodeme dicht über der Basis der Beine, welche dem Muskelansatz dienen.

β) Männchen: Die Segmentierung des Thorax der geflügelten Männchen ist stets viel deutlicher ausgeprägt als bei den flügellosen Weibchen. Misra (1931) gibt zwar für die *Laccifer lacca*-Männchen an, daß die Grenzen der drei Thorakalsegmente unscharf seien. Nach Abbildungen von Mahdishassan stellen die Lackinsekten aber keinen ausgesprochenen Sonderfall dar. Wir können uns somit der von Šulc für *Lecanium tiliae* (Abb. 22) gegebenen Gliederung anschließen. Während am Prothorax (*I*) keine weiteren Differenzierungen zu erkennen sind, können im Mesothorax (*II*) folgende Teile unterschieden werden: ein Praescutum (*a*), ein aus 3 Platten bestehendes Scutum (*b*, *c*, *c'*), ein Scutellum (*d*) und ein Postnotum (*e*). Der Metathorax (*III*) ist im Vergleich zum Mesothorax viel schwächer entwickelt. Dies ist dadurch bedingt, daß der Mesothorax die Flügel (*Fl*), der Metathorax nur die bis auf geringe Reste reduzierten Hinterflügel (*H*) trägt.

Die Vorderflügel (Abb. 1 *d* u. 23 *a*) sind sehr zarthäutig und durchsichtig, die Aderung ist recht einfach: dicht unter dem Vorderrand verläuft die verhältnismäßig schwach entwickelte Subcosta (Abb. 23 *a*, *Sc*). Unmittelbar dahinter befindet sich die gemeinsame Wurzel von Radius (*R*) und Cubitus (*Cu*). Die Media ist nur als Falte (*M*) angedeutet. Weitere Adern treten nicht auf. Die Flügel werden in Ruhe flach auf den Hinterleib gelegt.

Die stets rückgebildeten Hinterflügel (Abb. 23*b*) haben oft die Form von gebogenen Stäbchen aus starkem Chitin. Bei manchen Arten haben sie die Gestalt von Läppchen. Am distalen Ende befinden sich meist drei hakenförmig gebogene Borsten, welche beim Flug in einen halbkreisförmigen Ausschnitt des Vorderflügels greifen (z. B. bei *Pseudococcus adonidum* — Abb. 24).

Bei manchen Coceiden-Männchen sind auch die Vorderflügel zurückgebildet (Abb. 1 *e*). Bei *Rhizoecus coffeae* sind nach Bünzli noch Stummel vorhanden, bei *Pseudorhizoecus* fehlen sie. Geflügelte und ungeflügelte Tiere treten

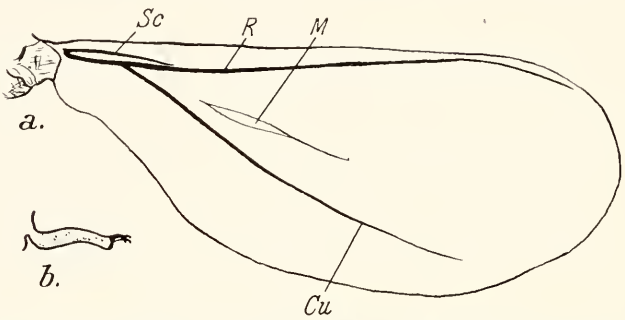


Abb. 23. Flügel (*a*) und Haltere (*b*) von *Orthezia urticae*. — *Cu* = Cubitus; *M* = Mediafalte; *R* = Radius; *Sc* = Subcosta. — Nach Sikes.

oft gleichzeitig auf, wie z. B. bei *Chionaspis salicis*, *Eriococcus spurius* (Abb. 92) und *Aclerda berlesei*. Bei *Gossyparia spuria* treten nach Schrader (1929) die Ungeflügelten stets einige Tage vor den Geflügelten auf. Bei *Tachardia lacca* ist der Flügeldimorphismus mit Generationswechsel verbunden: in der 1. Generation treten geflügelte und ungeflügelte Männchen auf, in der 2. Generation nur geflügelte. Dieser offenbar zyklische Wechsel scheint von äußeren Einflüssen, Ernährung und Klima abhängig zu sein. Bei *Diaspis pyri* sind nach Reh sämtliche Männchen ungeflügelt. Die Flügellosen machen stets den Eindruck von Männchen, die ihre Metamorphose nicht vollendet haben, an Stelle der Flügel treten nur Stummel oder Polster auf. Bei *Gossyparia* sollen variierende Zwischenformen zwischen den 2 Haupttypen vorkommen.

b) Muskulatur des Thoraxstammes

Bei den **Weibchen** ist die Thorakalmuskulatur infolge des Fehlens der Flügel verhältnismäßig schwach entwickelt. Außer sternalen Längsmuskelbündeln sind Muskeln zu erwähnen, welche von den Segmentgrenzen zur

Extremitätenbasis ziehen. Am Vorderrand des 1. Thorakalsegments entspringen Muskeln, welche zu den Antennen ziehen, und zwar ein äußerer Muskelzug zum Einwärtsdrehen und ein innerer zum Auswärtsdrehen, ferner ein ventraler und ein dorsaler Adduktor.

Das dorsale System besteht nach TARGIONI-TOZZETTI bei *Coccus* aus einer inneren und einer äußeren Lage; beide beginnen am Hinterrand des Kopfsegments und ziehen in getrennten Bogen nach hinten bis zum After. Der innere Muskelzug besteht aus fünf Bündeln, der äußere aus zwei. Vom Hinterende des Kopfes angefangen ziehen in jedem Segment auf jeder Seite Muskelbündel zu den ventralen Segmenträndern. BERLESE unterscheidet bei *Dactylopius* außer der Längsmuskulatur marginale Schrägmuskulatur und innere und äußere Obliqui.

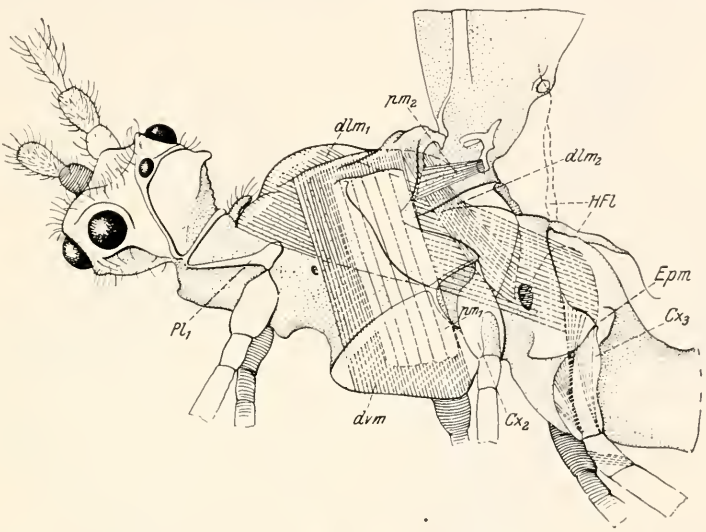


Abb. 24. Seitenansicht von *Pseudococcus adonidum*. Hinterleib weggelassen. Die benannten Muskeln gehören alle zum Mesothorax. — Cx_2 u. Cx_3 = Coxa 2. u. 3. *HFl* = Hinterflügel; dlm_1 = dorsaler Längsmuskel (indirekter Flügelsenker); pm_1 = direkter Flügelsenker; pm_2 = Rückzieher; dlm_2 = Vorbringer. — Nach WEBER.

Im Thorax der **Männchen** ist die indirekt wirkende Flugmuskulatur sehr gut entwickelt (Abb. 24): Ein starker Dorsoventralmuskel (*dvm*) zieht von vorn oben schräg nach unten hinten und dient als Flügelheber. In dieser Funktion wird er von dem lateralen dorsalen Längsmuskel (dlm_2) unterstützt. Der dorsale Teil des Thorax wird hauptsächlich durch einen starken Längsmuskel, den Flügelsenker eingenommen (dlm_1). Ein episternaler Pleuralmuskel (pm_1 in Abb. 24 hell von *dvm* abgehoben) kann den Flügel nach vorn bringen, und den *dvm* in seiner Senkung unterstützen, während ihn ein epimerales Bündel (pm_2) in die Ruhelage zurückführt. Entlang der ventralen Seite des Tieres ziehen sternale Längsmuskelbündel von Segment zu Segment.

c) Extremitäten

Sofern die Beine bei den Weibchen nicht zurückgebildet sind (Abb. 7*b*), sind die Extremitäten in beiden Geschlechtern ähnlich ausgebildet in Form typischer, wenn auch einfach gebauter Schreitbeine. Die Tarsen (*Ta*) sind eingliedrig und tragen eine Endklaue (Abb. 25 *EK*). Nur bei *Luzulaspis* ist der Tarsus mitunter zweigliedrig, während er bei *Ortheziola* mit der Tibia verschmolzen ist. Bei den Weibchen von *Ripersia falcifera* ist eine zweite rudimentäre Endklaue vorhanden. Die Haftläppchen (Empodien oder Pulvillen) des Tarsus anderer Hemipteren werden bei den Coceiden teilweise durch geknöpfte Haare ersetzt. Bei manchen Margarodinen sind die Vorderextremitäten zu kurzen Grabextremitäten umgewandelt in Anpassung an die unterirdische Lebensweise (Abb. 90).

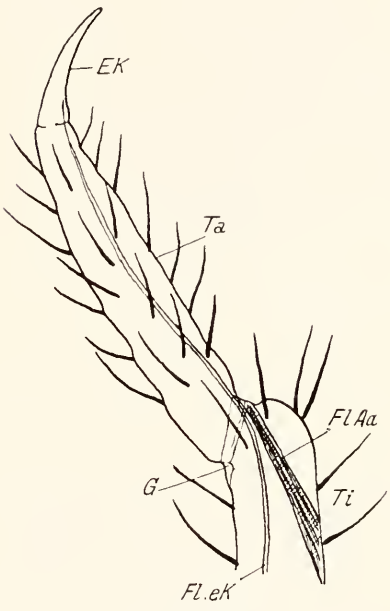


Abb. 25

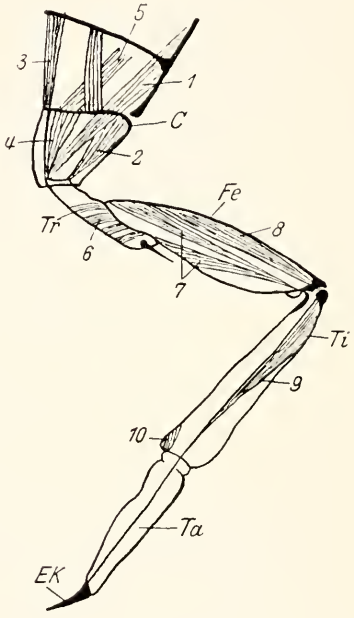


Abb. 26

Abb. 25. Tarsus von *Pseudococcus adonidum*-Männchen. Hinterfuß. — *EK* = Endklaue; *G* = Tibiotarsalgelenk; *Fl.Aa.* = Flexor des Tarsus; *Fl.eK* = Flexor der Endklaue; *Ta* = *Tarsus*; *Ti* = Tibia. — Nach Weber.

Abb. 26. Extremitätenmuskulatur von *Aspidiotus*-Männchen. — *1* = langer; *2* = kurzer Adduktor des Trochanter; *3* = Adduktor der Coxa; *4* = kurzer Adduktor des Trochanter; *5* = Retraktor Coxae; *6* = Remotor femoris; *7* = Flexor tibiae; *8* = Extensor tibiae; *9* = Flexor der Endklaue; *10* = Flexor tarsi; *C* = Coxa; *Tr* = Trochanter; *Fe* = Femur; *Ti* = Tibia; *Ta* = Tarsus; *Ek* = Endklaue (Prätarsus). — Nach Berlese.

d) Extremitätenmuskulatur

Die Muskulatur der Beine wurde bereits von Berlese richtig beschrieben (Abb. 26). Nach ihm wird die Coxa durch einen Adduktor (*3*) und einen Retraktor (*5*) bewegt. Am Trochanter setzen ein langer (*1*) und zwei kurze (*2* und *4*) Adduktoren an. Die vom Trochanter zum Femur ziehenden Muskeln werden

wohl besser als Retraktoren statt als „rotatores" bezeichnet. Im Femur liegen zwei kräftige Muskelbündel, die als Flexor (*7*) und Extensor tibiae (*8*) unterschieden werden. Von der Basis der Tibia zieht ein Flexor bis in die Endklaue (Abb. 25 *Fl.ek*). Ein sehr kurzer Adduktor (*10*) vermag den Tarsus einzukrümmen.

Bei den sessilen Weibchen ist die Extremitätenmuskulatur viel schwächer ausgebildet.

3. Abdomen

a) **Weibchen:** Bei vielen Schildläusen ist die Gliederung des Abdomens beim Weibchen äußerlich unkenntlich. Entwicklungsgeschichtlich lassen sich bei beiden Geschlechtern 9 bis 10 Abdominalsegmente feststellen. Bei den Larven von *Lecanium hesperidum* fand Dingler 7 abdominale Segmente. Das vorletzte Segment ist in die Lobi anales ausgezogen. Das 8. Segment besteht aus 2 Schuppen mit zwei Schwanzborsten. Soweit die Segmentierung beim erwachsenen Tier erhalten bleibt, lassen sich meistens allerdings nur 7 bis 8 Segmente unterscheiden. Bei *Dactylopius longispinus* zeichnet Berlese 7 Segmente ein. Soweit abdominale Stigmen vorhanden sind, läßt sich die Zahl der Segmente auf Grund der Stigmenzahl erschließen, auch wenn die äußere Segmentierung fehlt. So hat Oguma (1919) bei *Xylococcus* 8 abdominale Stigmenpaare festgestellt, zusammen mit dem Analsegment beträgt demnach die Zahl der Abdominalsegmente 9. *Warajicoccus* hat nach Kitao 7 abdominale Stigmen. Bei *Orthezia cataphracta* fand List (1885) 7 abdominale Stigmenpaare, davon liegen das 6. und 7. Paar auf einer Segmentplatte. Man kann daraus wohl schließen, daß im Bereich des Hinterendes eine Segmentverschmelzung vorliegt. *Orthezia* scheint die einzige Gattung zu sein, bei welcher die einzelnen Abdominalsegmente eine weitere Gliederung in einzelne Platten bzw. Felder erkennen lassen. Auf der Ventralseite (Abb. 21 *b*) unterscheidet List in jedem Segment eine abdominale Ventralplatte (*A*) und jederseits eine

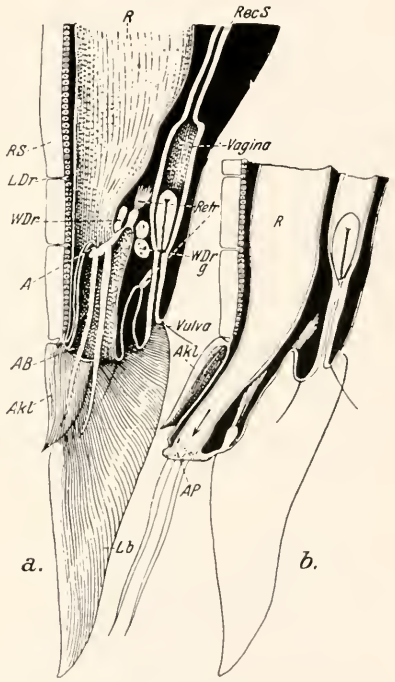


Abb. 27. *Lecanium hesperidum* Weibchen. Sagittalschnitt durch das Hinterende. — *a* Afterapparat eingezogen; *b* ausgestülpt; *A* = After; *AB* = Analborsten; *AKL* = Afterklappe; *AP* = Analpapille; *LB* = Anallobus; *LDr* = Lackdrüse; *R* = Rektum; *Rec.S* = Gang des Receptaculums; *Retr* = Retraktoren des Afterapparates; *WDrg* = genitale Wachsdrüse; *WDr* = anale Wachsdrüse. — Aus Weber, nach Berlese verändert.

Pleuralplatte (π). Auf der dorsalen Seite (Abb. 21 *a*) beschreibt er in jedem Segment ein Paar Dorsalplatten (römische Ziffern) und ein Paar Marginalplatten (arabische Ziffern). Der After liegt bei den Lecanien in der Ruhe in einer trichterförmigen Einstülpung der Haut (Abb. 27 *A*). Er ist stets von einer Anzahl langer Analborsten (meist 6 bis 10) umgeben, welche auf einem Analring stehen. Der ganze Afterapparat wird bei der Kotabgabe ausgestülpt (Abb. 27 *b*). Durch Retraktoren, die sich von der abdominalen Längsmuskulatur ableiten, kann der Apparat wieder eingezogen werden. Bei den *Lecaniinae* ist der Analspalt durch ein dorsales, zweiklappiges Operculum (Abb. 27 u. 28, *AKl*) bedeckt. Meistens sind diese Analplatten dreieckig. Sie sind von großem systematischem Wert. Von unten werden diese Platten durch zwei chitinöse Fortsätze (Abb. 28 *Chst*, rechte Seite) gestützt. Bei anderen Cocciden ist die Mündung des Enddarms viel einfacher gestaltet (Abb. 34 *A*). Die Kotabgabe erfolgt meist durch Wegspritzen mit Hilfe der Muskulatur des Rektums (*Pseudococcus*), bei *Xylococcus* durch eine lange abdominale Wachsröhre.

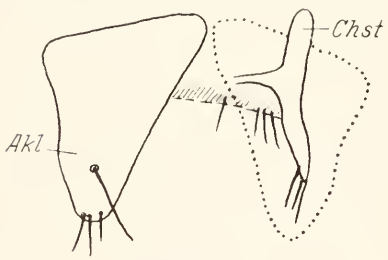


Abb. 28. Analklappen (*AKl*) von *Saissetia hemisphaericum* (rechts punktiert, um die darunter liegende Chitinstütze [*Chst*] zu zeigen). — Nach Steinweden.

b) **Männchen:** Bei den geflügelten Männchen ist die Segmentierung des Abdomens (Abb. 22) stets deutlich ausgeprägt. Bei den Ungeflügelten ist das

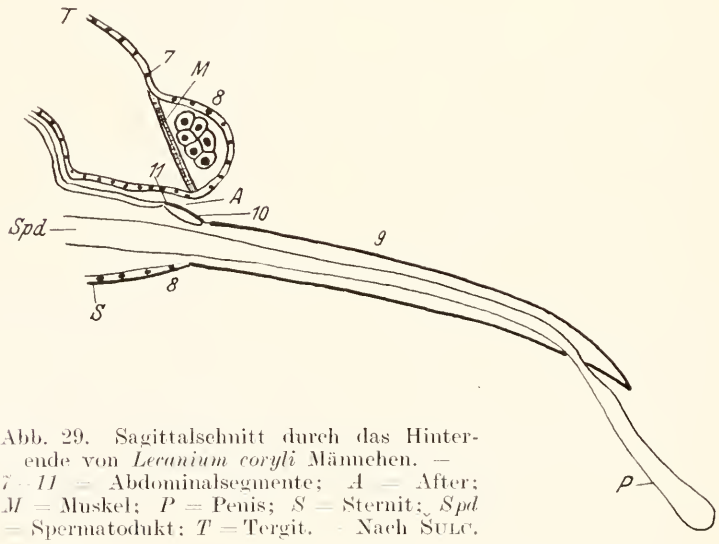


Abb. 29. Sagittalschnitt durch das Hinterende von *Lecanium coryli* Männchen. — 7 – 11 = Abdominalsegmente; *A* = After; *M* = Muskel; *P* = Penis; *S* = Sternit; *Spd* = Spermatodukt; *T* = Tergit. — Nach Sulc.

Abdomen viel plumper (Abb. 1 *e*, 92), die Segmentierung ist aber trotzdem noch deutlich erkennbar. Von der Dorsalseite erkennt man nur 8 Abdominalsegmente (Abb. 22). Diese Zahl stimmt auch mit der Segmentzahl überein,

die Mahdihassan von den Männchenlarven der *Lakshadia* angibt. Als wirkliche Segmentzahl gibt Misra (1931) für *Laccifer lacca* indessen 9 oder 10 an. Nach Šulc beträgt die Zahl der Abdominalsegmente (Abb. 29) 11. Der chitinöse Teil des Penis entspricht dem 9. Segment. Dieser ist entweder gerade gestreckt oder hakenartig nach unten gebogen. Das 10. und 11. Segment sind zur Bildung des Anus (*A*) nach innen gestülpt (Abb. 29). Zu beiden Seiten des 8. Segments (Abb. 22) befindet sich je 1 langes Caudalfilament. Auf die Bildung dieser Wachsraife soll in Abschnitt 4 eingegangen werden.

Die abdominale Muskulatur der Schildlausmännchen gleicht derjenigen der Weibchen, sie besteht nach Misra (1931) aus tergalen und sternalen Längsmuskelbündeln. In jedem Segment befinden sich außerdem 2 laterale tergosternale und am Vorderende des Abdomens schräge sternale Muskel.

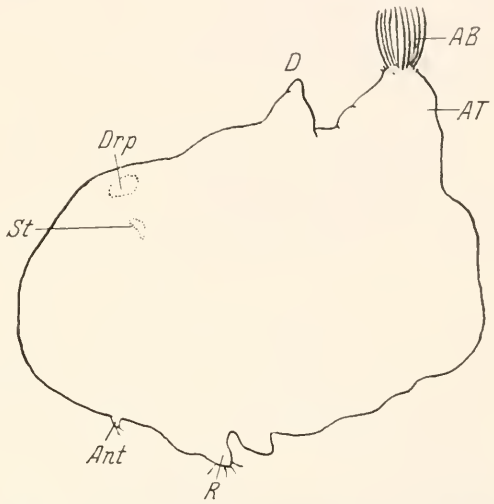


Abb. 30. *Lakshadia communis* Weibchen. 2. Larve. — *AB* = Analborsten; *AT* = Analtuberkel; *Ant* = Antenne; *D* = Dorsaldorn; *Drp* = Drüsenplatte; *R* = Rüssel; *St* = Stigma. — Nach Mahdihassan.

Anhangsweise sei kurz auf den atypischen Bau der Weibchen der *Tachardiinae* (Abb. 30) eingegangen. Die Segmentierung ist beim erwachsenen Tier vollkommen verschwunden, die Beine sind stark reduziert und ungegliedert. Das Hinterende ist in Anpassung an das Leben in einer Lackzelle in einen Analtuberkel (*AT*) ausgezogen. Dieser ist mehr oder weniger stark chitinisiert und trägt die Präanalplatte, die Supraanalplatte, den Analsaum und den Analring mit 10 langen Borsten (*AB*). Dicht vor dem Analtuberkel befindet sich ein dorsaler Dorn (*D*), auf dessen Bedeutung im nächsten Abschnitt eingegangen werden soll.

4. Integument

a) Cuticula

Die Cuticula der Coccidenweibchen ist bei manchen Arten sehr dünn, bei anderen Arten außerordentlich mächtig und hart. Die Larven und Männchen sind stets sehr zarthäutig. Bei den Larven von *Marchalina hellenica* ist nach Hovasse (1930) die Cuticula sehr dehnbar, so daß sich das Tier zwischen zwei Häutungen um das 2- bis 3fache vergrößern kann. Bei *Warajicoccus* unterscheidet Kitao (1925) eine dünne dunklere Außenschicht und eine dickere Innenlage. Bei *Orthezia* besitzt das Chitin eine analoge Felderung wie der Wachsbelag (Abb. 21). Diese Felderung ist bedingt durch rinnenförmige

Vertiefungen. Bei *Saissetia* zeigt das Chitin eine zellenartige Felderung, welche durch verschiedene Dicke des Chitins zustande kommt.

Das Chitin wird von typischen Sinnesborsten überragt, ferner von Drüsenhaaren, die der Ausleitung von Sekreten dienen. Nur in seltenen Fällen ist die Cuticula „nackt", zumeist ist das Tier von Sekreten bedeckt oder sogar eingehüllt. Diese Sekrete können aus Wachs, Lack oder „Seide" bestehen. Soweit keine Sekrete die Oberfläche bedecken, ist die Färbung meistens monoton, oft aber auch recht bunt, bedingt teils durch Einlagerung von weißgelben, gelben, orangefarbenen, roten, violetten oder braunen Pigmenten in die Epidermis, teils durch die durchscheinenden gefärbten inneren Organe (Fett, Mycetom, Malpighische Gefäße).

b) Wachsdrüsen

Wachsdrüsen sind bei den Cocciden allgemeinverbreitet. Die Form der Drüsen und ihrer Wachssekrete ist außerordentlich mannigfaltig. Nur die wichtigsten Typen können hier behandelt werden.

α) Einzellige Wachsdrüsen sind verhältnismäßig selten.

β) Zwillingsdrüsen (Abb. 31*a*) sind bei *Lecanium* serial angeordnet. Jede Zelle hat eine vielporige Wachsform (*Wf*). Das Sekret beider Zellen bildet entweder zweigeteilte oder verschmolzene Fäden (*W*).

γ) Mehrzellige Drüsen. Kleinere Drüsen (Abb. 31*b*) treten oft nur wenig aus dem hypodermalen Verband heraus, das Chitin bildet darüber eine flache Erhebung, oder aber (Abb. 31*c*) sind die Drüsen größer und bauen sich aus 7 bis 11 Zellen auf, und die Drüsenöffnung ist dann von einem Chitinring umgeben, der von 7 bis 11 Drüsenporen durchbrochen ist. Zentral befindet sich eine sog. „Stöpselzelle" (*Sz*). Schließlich kann noch ein äußerer chitinöser Ausführgang hinzukommen (Abb. 31*d*). Den Wachsdrüsen von *Saissetia* fehlen zentrale Stöpselzellen (Abb. 31*e*). Bei anderen mehrzelligen Drüsen kann eine gemeinsame Wachsform ausgebildet sein (Abb. 31*f*). Sehr verbreitet sind Drüsen, bei welchen ein Chitinröhrchen bis in die Mitte der Zelle eingesenkt ist und dort ein kleines Bläschen bildet, um welches sich das Plasma strahlig differenziert (Abb. 31*g*). Eine Anzahl kleinerer Zellen bilden den Drüsenstiel.

Zu den mehrzelligen Drüsen sind auch die von Pollister (1938) beschriebenen Hautdrüsen von *Pseudococcus maritimus* zu rechnen, die zu den zusammengesetzten Drüsenformen überleiten. Es handelt sich um drei verschiedene Typen: Typus I (Abb. 31*h*) besteht aus 5 Zellen, nämlich einer Halszelle (*Hz*), einer großen Zentralzelle (*Zz*) und 3 kleineren peripheren Zellen (*pZ*). Die Zentralzelle besitzt 3 Kerne: einen großen basal gelegenen und 2 kleinere periphere. Dicht über dem großen Kern der Zentralzelle befindet sich ein großes Reservoir (*Rs*), in welches der chitinöse Ausführgang (*AgZz*) verzweigt hineinragt. Die 3 peripheren Zellen sind einkernig. In Kernnähe befinden sich mehrere Vakuolen, welche in einen gemeinsamen distalen Hohlraum einmünden. Dieser Hohlraum dient zugleich als Drüsenausführgang (*AgpZ*).

Typus II (Abb. 31*f*) bezeichnet Pollister als tubuläre Drüse. Sie besteht aus 12 Zellen, nämlich einer Halszelle (*Hz*), einer großen Zentralzelle (*Zz*)

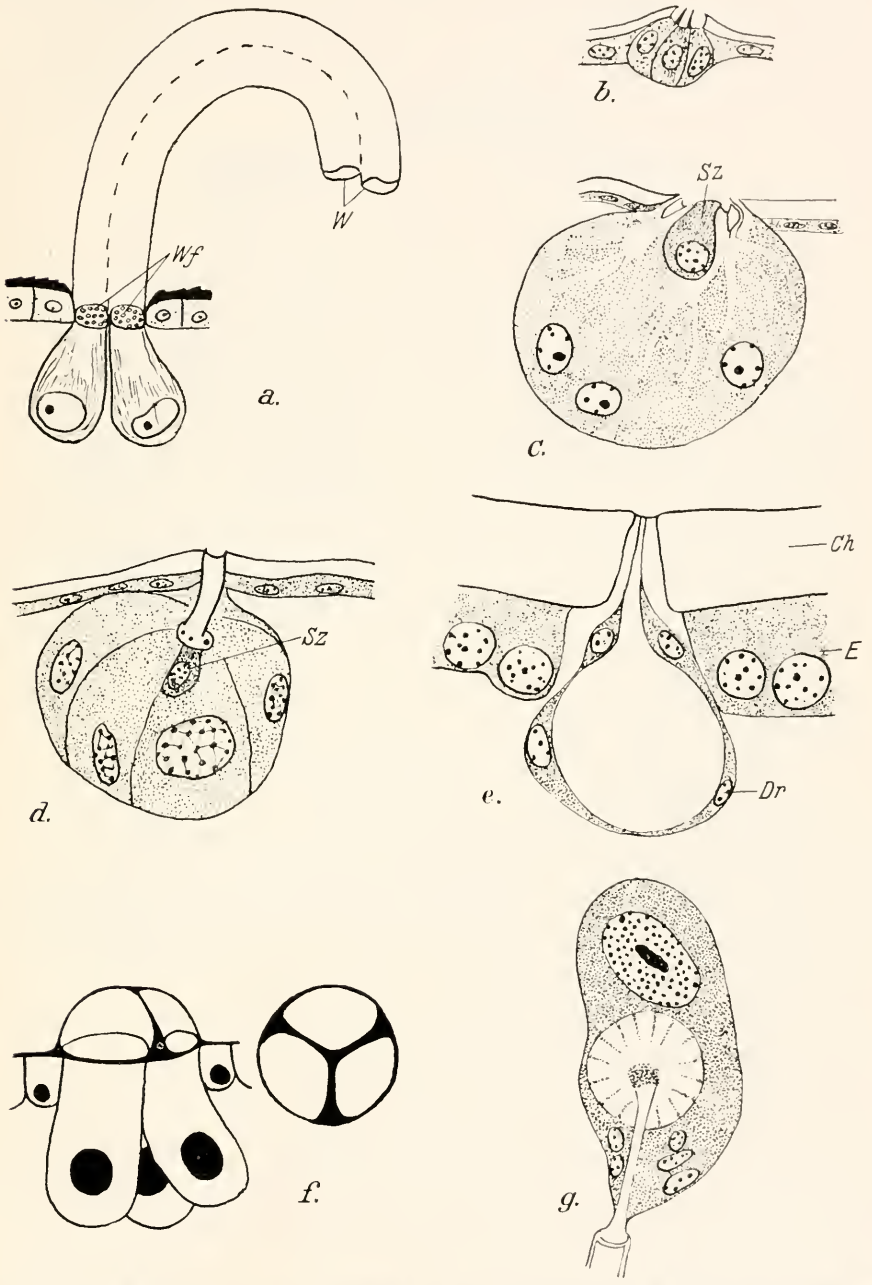
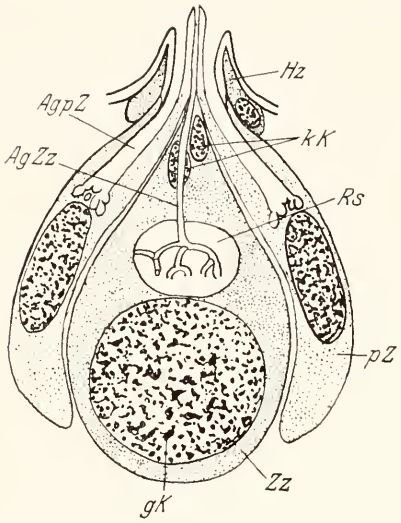


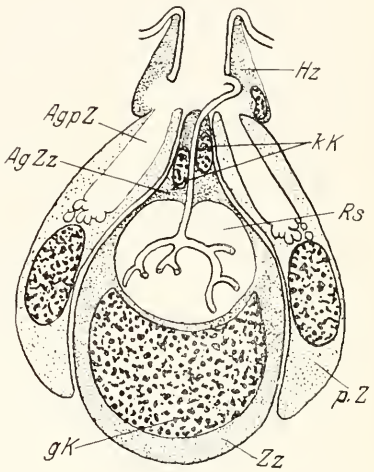
Abb. 31. Wachsdrüsen. — *a Lecanium*, Zwillingsdrüse; *W* = Wachsfaden; *Wf* = Wachsform (nach Šulc); *b*—*d Pseudococcus citri*; *Sz* = Stöpselzelle (nach Matheson); *e* Dorsaldrüse von *Saissetia*; *E* = Epidermis; *Ch* = Chitin; *Dr* = Drüse (nach Marshall); *f* Kopfdrüse von *Lecanium* mit 3poriger Wachsform, rechts davon Ansicht von oben (nach Marshall); *g* Ventraldrüse von *Saissetia* (nach Šulc).

und 10 peripheren Zellen (*pZ*). Die Zentralzelle gleicht derjenigen von Typus I. Dagegen bildet die Halszelle (*Hz*) einen sehr weiten zylindrischen Ausführgang, in welchen der Drüsengang der Zentralzelle (*AgZz*) und indirekt auch die peripheren Zellen einmünden.

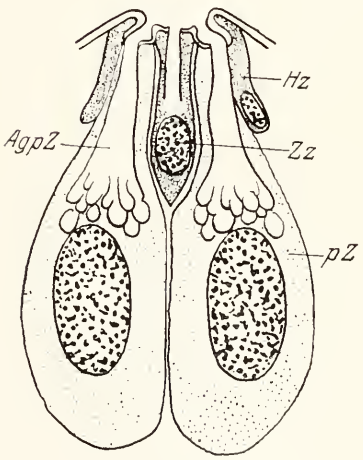
Typus III (Abb. 31 *k*) besteht wie Typus II aus 12 Zellen: einer Halszelle (*Hz*), einer sehr kleinen Zentralzelle (*Zz*) und 10 peripheren Zellen (*pZ*),



h.



i.



k.

Abb. 31 (Fortsetzung). — *h* – *k* Wachsdrüsen von *Pseudococcus*; *AgpZ* = Ausführgang der peripheren Zellen, *AgZz* = der Zentralzelle, *gK* = großer Kern der Zentralzelle; *kK* = kleine Kerne; *Hz* = Halszelle; *pZ* = periphere Zellen; *Rs* = Reservoir; *Zz* = Zentralzelle. — Nach Pollister.

welche mit je einem Porus nach außen münden. Insofern ist die Bezeichnung „multiloculäre Drüse" berechtigt.

δ) Zusammengesetzte Drüsen, welche Šulc als zweizylindrig bezeichnet, bestehen aus zwei verschiedenen Drüsenelementen. Sie sezernieren

einen hohlen Wachsfaden (Abb. 32). Die den Innenzylinder bildende Zelle liefert dabei offensichtlich ein leichtflüchtiges Sekret.

ε) Drüsenfelder sind besonders charakteristisch für *Orthezia*, bei der sie dicke Wachsplatten abscheiden. In kleinerem Umfang stellen solche

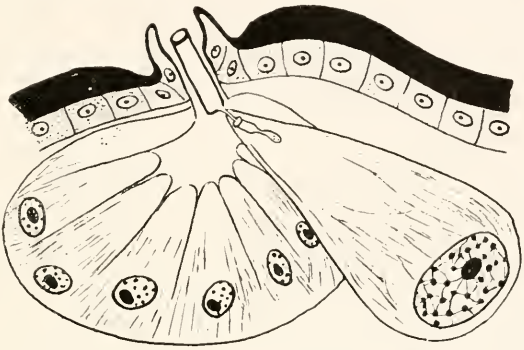


Abb. 32. Zweizylindrige Wachsdrüse von *Lecanium*. — Nach Šulc.

Drüsenfelder die Circumgenitaldrüsen (Abb. 33) von *Epidiaspis* dar. Mehrere solcher Drüsenfelder der Analregion von *Xylococcus* bilden zusammen eine bis 5 cm lange Wachsröhre, welche zur Kotableitung des innerhalb der Wirtspflanze lebenden Tieres dient (Abb. 34).

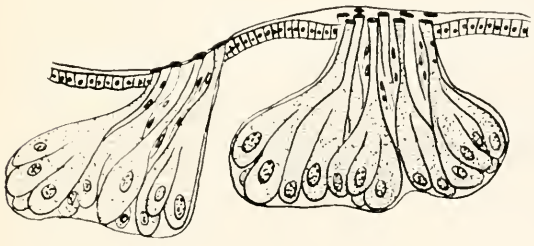


Abb. 33

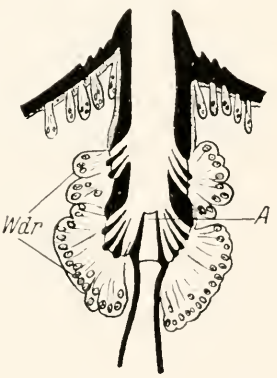


Abb. 34

Abb. 33. Circumgenitaldrüse von *Epidiaspis piricola*. — Nach Childs.
Abb. 34. Analtubus mit Wachsdrüsen von *Xylococcus alni*. — *A* = After; *Wdr* = Wachsdrüsen. — Nach Oguma.

ζ) Drüsendornen: Besonders komplizierte Wachsgebilde werden durch Drüsendornen geformt (Abb. 35*a*): Straußenfederartige Wachsfahnen oder auch einfach gefiederte Sekrete treten auf. Die Dornen besitzen nach Šulc zahlreiche feine Poren (Abb. 35*b*), durch welche die Sekrete ihre Form erhalten.

η) Drüsenhaare (Abb. 36) können gleichfalls wachsartige Sekrete zu Fäden formen. Oft scheinen diese Sekrete indessen flüssig zu sein, vielleicht handelt es sich um Duftstoffe.

Bei ein- und derselben Art können die verschiedenartigsten Wachsdrüsentypen vorkommen. Für die Systematik ist die Kenntnis dieser Drüsentypen oft von großem Wert. Leider sind nur wenige Arten in der Hinsicht genügend erforscht. Als Musterbeispiel sind die gründlichen Untersuchungen von Šulc an *Lecanium* zu erwähnen. Er stellte bereits bei der frischgeschlüpften Larve folgende Wachsdrüsen fest: Dreiporige Kopfdrüsen, welche dünne hohle Spiralfäden bilden, seriale Zwillingsdrüsen, marginale Drüsenhaare (bilden glasartige Wachshülle), parastigmale Drüsendornen (Abb. 35*a*), parastigmale

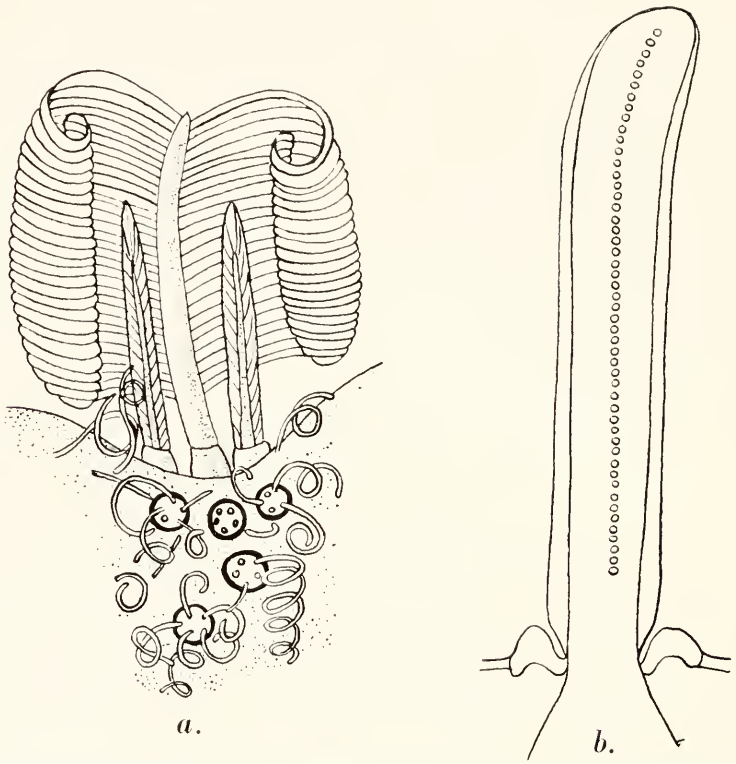


Abb. 35. *a* Wachsprodukte von *Lecanium pulchrum* gebildet durch Parastigmaldornen und fünfporige Wachsformen; *b* Parastigmaldorn. Wachs entfernt. — Nach Šulc.

Drüsen mit fünfporiger Wachsform, Seiherdrüsen (mit eingesenkter Wachsform). Bei der 2. Larve kommen hinzu: paramarginale dorsale Knäueldrüsen (bilden Wachsknäuel), Nähtedrüsen (bilden klebrige Spiralfäden), zweizylindrige Dorsaldrüsen (Abb. 35), ventrale doppeltätige Drüsen, sternale vielporige Drüsen. Eine weitere eingehende Untersuchung von Steinweden (1929) behandelt die Drüsen der *Lecaniinae*. Um eine durchgehende vergleichende Untersuchung zu ermöglichen, unterscheidet er drei Haupttypen mit zahlreichen Untertypen:

Typ I: Drüsen, die durch zylindrische Gänge münden.

Typ II: Sessile Poren: Multiloculäre, quinqueloculäre, triloculäre Poren,

Rundporen mit zahlreichen feinen Löchern, 8förmig gestaltete Poren (*Asterolecanium*), Porenplatten (bei *Hemilecanium* befinden sich 4 große Platten auf dem Rücken), triloculäre ovale Poren.

Typ III: Submarginale Tuberkel mit doppelter zentraler Tube. Die Haut ist zu einer Tube eingestülpt, biegt um, so daß eine zweite Einstülpung entsteht. Das Sekret ist ein glasiger Draht (*Coccus*, *Saissetia*, *Lecanium* u. a.).

Die Entwicklung der Wachsdrüsen wurde von Marshall (1929), Rogojanu (1935) und Pollister (1938) untersucht.

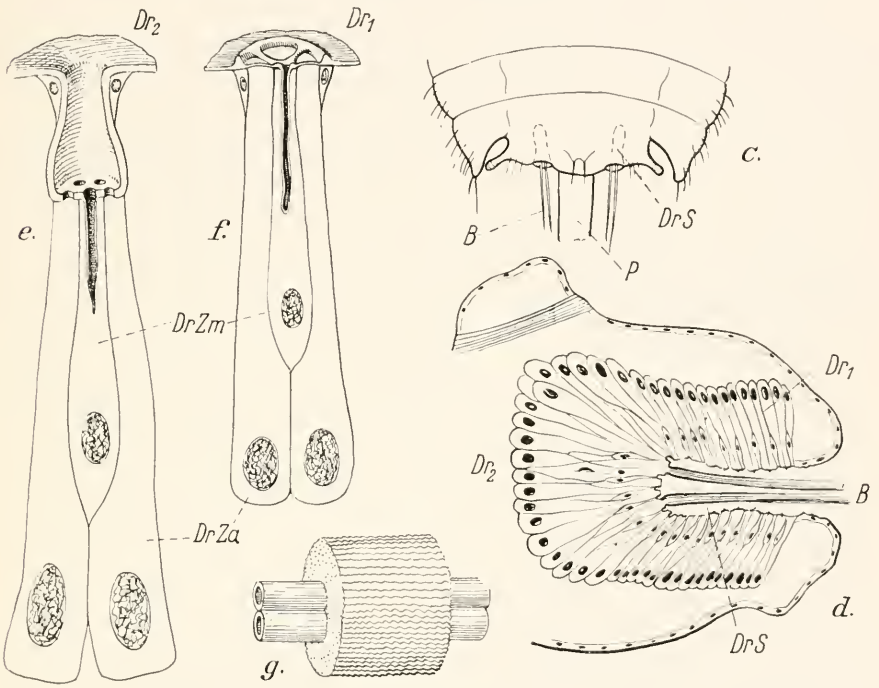


Abb. 35. *e*—*g* *Lecanium corvli*, Wachsraifdrüsen des ♂; *e* Hinterende des Abdomens mit den beiden Drüsensäckchen *DrS*; den Borsten *B* und dem Penis *P*; *d* Längsschnitt durch eins der Drüsensäckchen, mit den beiden Formen von Einzeldrüsen (Dr_1 und Dr_2), die von *e* und *f* stärker vergrößert dargestellt werden; *g* die Struktur des Wachsraifs. — Nach Šulc verändert aus Weber.

Zu erwähnen sind schließlich noch Wachsausscheidungen männlicher Tiere. Die männlichen Larven scheiden kahnförmige Wachsschilder ab, unter welchen die Nymphenentwicklung durchlaufen wird (Abb. 10). Diese Schilder bestehen bei *Lecanium* aus 7 Platten, die durch klebrige Wachsknäuel zusammengehalten werden, welche durch die Nähtedrüsen (s. o.) ausgeschieden werden. Die Platten werden von der ganzen Epidermis gebildet. Durch Sekrete paramarginaler dorsaler Knäueldrüsen wird der Schild an der Unterlage befestigt.

Das erwachsene Männchen besitzt Wachsausscheidungen höchstens noch in Form langer Wachsraife am Hinterende. Sie bestehen aus je zwei von

lockeren Wachsmassen umhüllten wächsernen Hohlzylindern (Abb. 35*g*) und werden nach Šulc von zweierlei Drüsen (*Dr*$_1$, *Dr*$_2$ Abb. 35 *d, e, f*) abgeschieden, die in größerer Anzahl zusammenliegend, entweder jederseits eine offenliegende Drüsenplatte (z. B. *Pseudococcus*) oder jederseits ein Drüsensäckchen bilden (Lecanien, Abb. 35 *e*, *DrS*). In der Mitte der Platte bzw. des Säckchens wurzeln je 2 Borsten (*B*), um die herum die Wachszylinder abgeschieden werden. Die weiter peripher liegenden kleinen Drüsen (*Dr*$_1$) bilden dann die lockeren Massen, welche die Zylinder umgeben.

Chemische Beschaffenheit des Schildlauswachses. Das Schildlauswachs war wiederholt Gegenstand chemischer Untersuchungen. Zu erwähnen sind diejenigen von Teodoro, Becker, P. Mayer und Liebermann. Danach besteht das Wachs aus Gemischen von Cerotinsäure, Cerotinsäurecerylester, Melissylalkohol, Palmitinsäureester und verwandten Alkoholen und Estern. Nach Winterstein ist das Schildlauswachs ein Ester der Coccerylsäure $C_{31}H_{62}O_3$ und des Coccerylalkohols $C_{30}H_{62}O_2$. Weiterhin enthält das Wachs ätherlösliches Fett. Die Zusammensetzung wechselt. Nach P. Mayer und Liebermann ist das Wachs von *Dactylopius cocci* in Alkohol und Äther unlöslich, das von *Eriococcus araucariae* ist dagegen nach Leonardi in Alkohol restlos löslich. Der Schmelzpunkt des Wachses von *Orthezia* liegt bei 81° C.

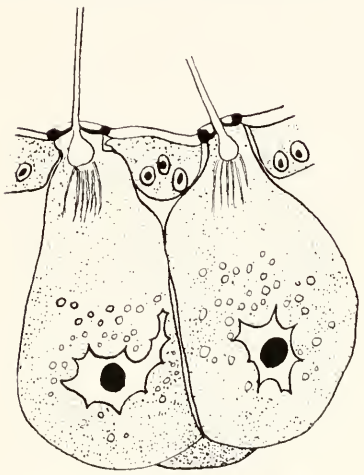


Abb. 36. Drüsenhaare von *Marchalina hellenica*. Nach Hovasse.

Die **biologische Bedeutung des Schildlauswachses** ist sehr verschieden. Teils dient das Wachs dem Schutz des Körpers vor allem gegen Feuchtigkeit, auch gegen den eigenen Kot (*Xylococcus* bildet eine lange Wachsröhre, die den flüssigen Kot abführt), teils zur Bedeckung der Eier und Larven. Dem Schutz der Eier speziell dienen zirkumgenitale Drüsen (Abb. 33). Kurz vor der Eiablage produzieren sie eine weiße pulverige Substanz. Bei *Epidiaspis* sind die Drüsenöffnungen in 5 Drüsenfeldern angeordnet, die rosettenförmig um die Geschlechtsöffnung angeordnet sind. Green hat aufgezeigt, daß diese Drüsen vorwiegend bei oviparen und ovoviviparen Cocciden auftreten, nicht aber bei viviparen Arten. Je weniger weit die Entwicklung im Muttertier erfolgt, desto mehr dieser Drüsen sind vorhanden.

Da der **Schild der Diaspidinen** sich hauptsächlich aus Sekreten aufbaut, soll auf dessen Bau hier kurz eingegangen werden. Dieser Schild besteht aus einem ventralen und einem dorsalen Teil. Beide Teile hängen mehr oder weniger fest zusammen, wobei der Dorsalschild etwas über den Ventralschild hinausgreift. Der Ventralschild läßt eine kleine Öffnung frei zum Durchtritt

der Borsten (Abb. 85 *g*). Bei der Häutung platzt die Haut der Unterseite der Länge nach und wird nach oben abgestreift. Die Exuvien werden zum Aufbau des Dorsalschildes mit verwandt. Meist sind 2 Exuvien, welche durch Se-

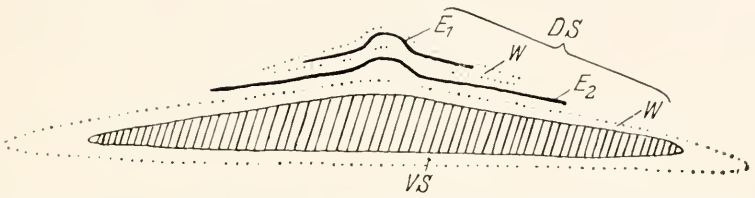


Abb. 37. Schema des Schildes der Diaspidinen. — *DS* = Dorsalschild; E_1 = 1. Exuvie; E_2 = 2. Exuvie; *VS* = Ventralschild; *W* = Wachs. — Nach Berlese.

kret zusammengehalten werden, im Dorsalschild festzustellen (Abb. 37). Die Entwicklung des Schildes während des 1. Larvenstadiums von *Aspidiotus* wurde bereits S. 11 beschrieben.

c) Lackdrüsen

Für die *Tachardiinae* ist die Sekretion von Lack sehr charakteristisch. Das bedeutet aber nicht, daß kein Wachs gebildet wird. Daher soll im Anschluß an den vorangehenden Abschnitt zunächst die Wachssekretion der Lackschildläuse besprochen werden. Die noch freibewegliche Larve ist zunächst mit einem Wachsschild versehen, welcher aus Wachsfäden besteht. Diese werden später durch Lack wie durch Zement zusammengehalten. Nach dem Festsetzen scheidet die 1. Larve an ihren Seiten Wachsstäbchen ab. Auf dem 2. Stadium sind diese noch zu sehen, fallen aber zum Teil ab, wenn neues Wachs von der 2. Larve gebildet wird. Der größte Teil der Ventralseite des 2. Stadiums wird von einem ventralen Wachsschild bedeckt.

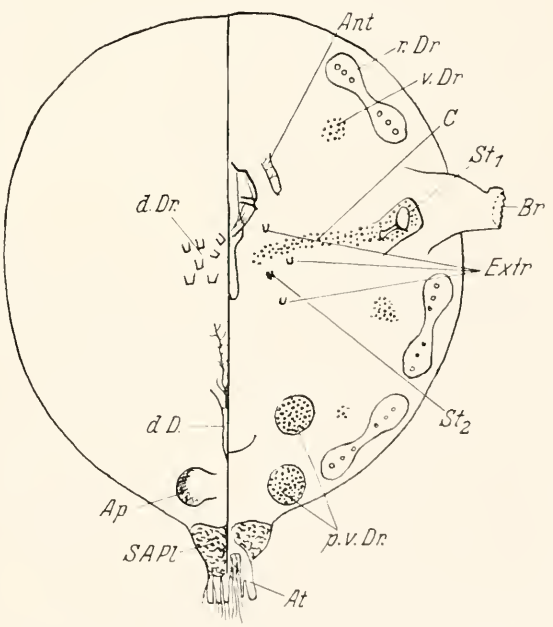


Abb. 38. *Tachardiella bodkini*, linke Hälfte von dorsal, rechte Hälfte von ventral. — *Ant* = Antenne; *Ap* = Apodem; *At* = Analtuberkulum; *Br* = Brachium; *C* = Camella; *d.D* = dorsaler Dorn; *d.Dr.* = dorsale Drüsen; *Extr* = Extremitäten; *p.v.Dr* = perivaginale Drüsen; *r.Dr* = randliche Drüsen; *SAPl* = Supraanalplatte; St_1 u. St_2 = Stigmen; *v.Dr* = ventrale Drüsen. — Nach Chamberlin.

Auch auf älterem Stadium treten charakteristische Wachsdrüsen auf, so z. B. an den Brachialdrüsenplatten. Diese befinden sich auf einem chitinösen, manchmal verlängerten Fortsatz, dem Brachium (Abb. 38 *Br*). Sie bilden lange Wachsfäden, welche die Atemöffnung der Lackzelle offen halten. Außerdem befinden sich an den Stigmen quinqueloculäre Wachsdrüsen. Vom vorderen Stigma zieht eine Porenreihe gleichfalls quinqueloculärer Wachsdrüsen, welche hartes Wachs bilden, zur Rüsselregion, sie wird als Canella (*C*) bezeichnet. Ferner sind randliche perivaginale, ventrale und dorsale Drüsenfelder zu unterscheiden (Abb. 38). Nach Auflösung des Lacks bleiben daher umfangreiche Wachsgebilde zurück, die ein Stützgerippe für die Lackzelle bilden (Abb. 39). Aus besonders festem Wachs bestehen die den Analtuberkel umgebenden Wachsplatten (Abb. 39, 8), welche winkelförmig gebogen sind. Die Gürtelwachsfäden zeigen im polarisierten Licht nach Mahdihassan (1938) einen doppelbrechenden Wachsanteil und eine einfach brechende Kittsubstanz, letztere ermöglicht die Bildung langer, widerstandsfähiger Fäden.

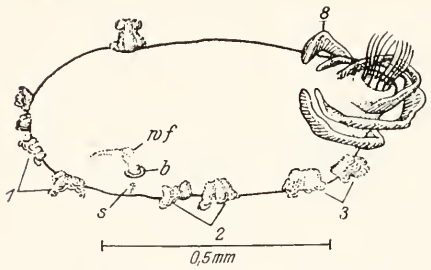


Abb. 39. *Lakshadia communis*. Weibliche Zelle des frühen 2. Stadiums nach Behandlung mit Alkali. Das Wachs bildet ein Stützgerippe für die Schellackzelle. — Nach Mahdihassan.

Zusammen mit diesem Wachsgerüst bildet der Lack der *Tachardiinae* (Abb. 40) eine geschlossene Hülle, deren Innenraum mit der Außenwelt an 4 Stellen in Verbindung tritt: durch die Afteröffnung, die beiden Atemöffnungen und die Rüsseldurchtrittstelle. Anfänglich ahmt die Lackhülle die Tiergestalt durchaus nach, die Segmentierung ist auf der Dorsalseite auch auf späterem Stadium noch erkennbar, die Zelle des Weibchens wird aber immer mehr kronenförmig. Beim Männchen ist die Lackzelle länglich und besitzt am Hinterende ein Operculum, das durch die schlüpfende Imago abgeworfen wird. Wird am Vorderende künstlich eine Öffnung geschaffen, so schlüpft das Männchen durch diese aus, dem geringsten Widerstand folgend und nicht durch „blinden Instinkt" gezwungen. Die Männchen-Imago besitzt keine Lackdrüsen mehr.

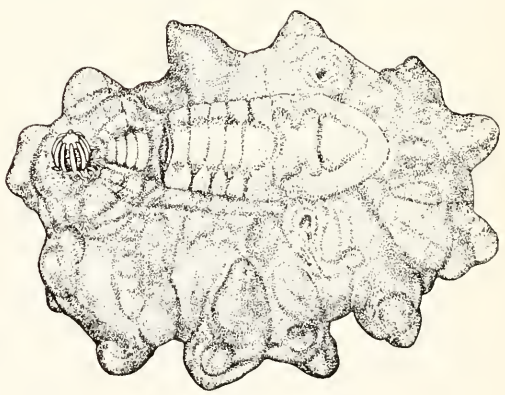


Abb. 40. Lackzelle von *Lakshadia*. Nach Mahdihassan.

Mit dem Heranwachsen der Tiere muß natürlich auch die Lackzelle vergrößert werden. Da die Lage einzelner Organe an bestimmte Stellen der Lackhülle gebunden ist, treten bei dem Wachstum eigenartige Verlagerungen z. B. der Stigmen ein (Abb. 38). Der Lack ist an sich spröde, hindert aber das Wachstum nicht. Vielleicht macht die Tropensonne den Lack aber doch vorübergehend dehnbar. Nach Chamberlin (1923) werden möglicherweise Stoffe ausgeschieden, die den Lack aufweichen. Eventuell kommen hierfür die Drüsen des dorsalen Dorns (Abb. 30 und 41) in Frage. Dieser Dorn tritt allerdings erst nach der letzten Häutung auf; bis dahin sind die Tiere aber verhältnismäßig klein. Erst nach der Begattung wächst die Lackzelle stark in die Dicke.

Lackdrüsen hat erstmals Berlese bei *Lecanium oleae* beschrieben. Ihr Sekret bildet zunächst weißliche Schüppchen, die zusammenfließen und schließlich eine ununterbrochene Lackschicht über den Körper bilden. Weiterhin wurden Lackdrüsen bei *Pulvinaria* beschrieben. Chemisch ist dieser angebliche Lack aber noch nicht untersucht. Nach Misra liegen die Lackdrüsen bei *Tachardia* in der ganzen Hypodermis verstreut. Sie sind zumeist einzellig. Außerdem findet man aber Drüsenzellaggregate in der Umgebung der Perivaginalporen, durch welche sie nach außen münden. Diese Drüsen sind nach Misra sehr wichtig für die Harzbildung.

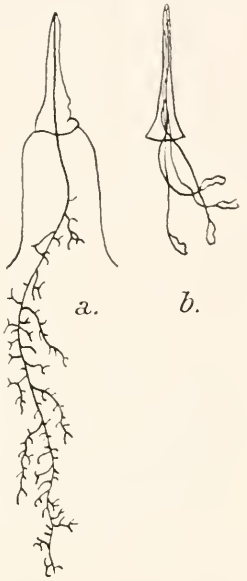


Abb. 41. Dorsaldorn mit Drüsen von *a Tachardia ebrachiata; b Austrotachardia melaleuca.* — Nach Chamberlin.

Die Lackzelle von *Tachardia lacca* setzt sich nach Wehner aus folgenden Bestandteilen zusammen: 74.5% Harze + krist. Bitterstoff + Schleim, 6,5% Laccainsäure (roter Farbstoff, wasserlöslich), 4—6% Wachs, 3.5% Wasser, 9,5% Verunreinigungen. Bei *Gascardia madagascariensis* beträgt der Harzanteil nach Gascard 52.5%, der Wachsanteil 28.5%.

Die Zusammensetzung des Schellacks wechselt etwas bei den verschiedenen Individuen. Auch die Wirtspflanzen und die Jahreszeiten sind von Einfluß.

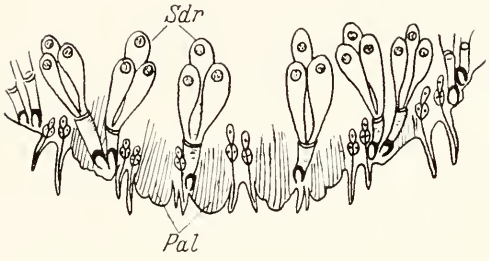
Chemisch ist das Harz ein Gemisch mehrerer Ester, unter welchen ein solcher der Monoxypalmitinsäure und der Aleuritinsäure festgestellt wurden. Das Harz ist also ein Fettharz. Nach dem Lösen des Harzes in Alkohol bleibt unlösliches Wachs zurück. Letzteres ist ein Ester aus Tachardicerol und Tachardicerolsäure. Ferner wurde ein Ester der Laccersäure und des Laccerols aufgefunden.

Andere Stocklacke werden gebildet durch *Carteria larreae* (Arizona- und Kalifornienlack), *Tachardia* sp. auf Java (Gala-Gala-Lack), *Tachardia*

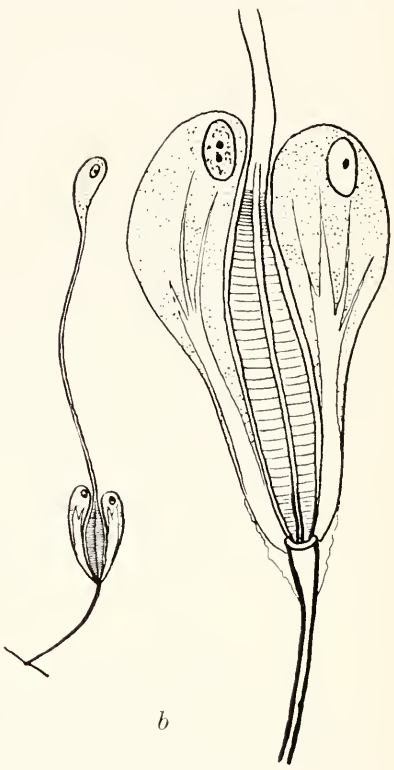
argentina (Argentinischer Stocklack). Die chemische Zusammensetzung dieser Lack-Arten scheint noch nicht bekannt zu sein.

d) „Seidendrüsen"

Bei den *Diaspidinae* fand Berlese am Hinterende (Abb. 42*a*) dreizellige Drüsen (Abb. 42*b*). Die mittlere Zelle ist langgestielt. In den distalen Abschnitt münden 2 kurzgestielte Drüsenzellen ein, welche eine feste Hülle um den von der mittleren Zelle gebildeten Sekretfaden liefern. Diese wohl zu Unrecht als Seide bezeichneten Fäden dienen zum Spinnen eines Kokons. Über die chemische Zusammensetzung dieses Sekrets ist bis jetzt nichts bekannt.



a



b

Abb. 42. *a Lepidosaphes ulmi*, Pygidium mit „Seidendrüsen" (*Sdr*) und Paletten (*Pal*) (nach Suter); *b* „Seidendrüsen" von *Aonidiella aurantii*. — Nach Berlese.

e) Drüsen unbekannter Funktion

Durch zahlreiche Autoren wurden Drüsen mit der Bemerkung „Funktion unbekannt" beschrieben. Viele derselben scheinen nach ihrem Bau Wachsdrüsen zu sein. Bei anderen Drüsen ist die Deutung auf Grund des Baues schwieriger, z. B. bei den von Marshall (1929) als Typ II beschriebenen Drüsen, welche eigenartige Korrosionserscheinungen des Chitins im Bereich des Ausfuhrganges bedingen (Abb. 43).

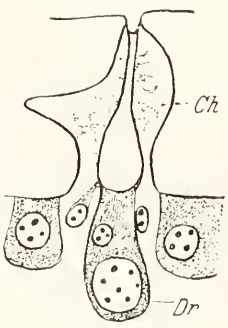


Abb. 43. Drüse (unbek. Funktion) von *Saissetia*. — Nach Marshall.

Wiederholt beschrieben wurden „Narben" und „Grübchen" auf dem Kopf, zwischen dem 6. und 7. Segment des Rückens oder auf Bauchplatten. Sig-

NORET beschrieb sie als „cicatrices", NEWSTEAD faßte sie als Drüsen auf. BERLESE als Muskelansatzstellen („foveola" oder „fosetta abdominalis, cephalica, analis"). ŠULC homologisiert diese Gebilde zum Teil der Bauchdrüse der Heteropteren, zum Teil aber sind es adipugnatorische Organe.

Bauchdrüsen: Bei *Dactylopius* befindet sich eine solche zwischen dem 2. und 3. Segment, ebenso bei *Ceraputo*, bei *Pseudococcus* am Hinterrand des 2. Segments, außerdem in der Mitte der 1. Bauchplatte.

Auf Längsschnitten erkennt man unter massiven Chitinverdickungen (Abb. 44) typische Drüsen. Ausfuhrgänge fehlen. Vielleicht handelt es sich um Duftdrüsen, da bei vielen Cocciden ein spezifischer Geruch nachgewiesen wurde (COCKERELL, HOWARD, JOHNSTON).

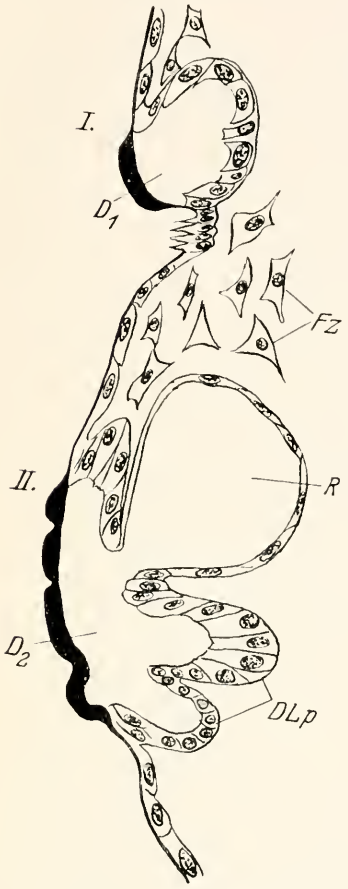


Abb. 44. Bauchdrüsen von *Pseudococcus farinosus*. — D_1 = Drüse der 1. Bauchplatte; D_2 = Drüse der 2. Bauchplatte; *DLp* = Drüsenlappen; *Fz* = Fettzellen; *R* = Reservoir; *I.*, *II.* = I. u. II. Abdominalsegment. — Nach ŠULC.

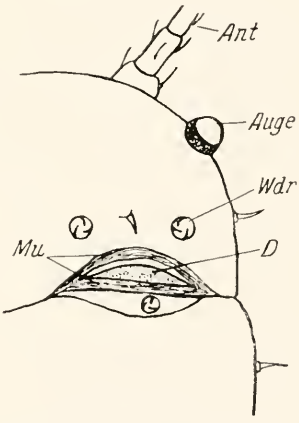


Abb. 45. Adipugnatorisches Organ von *Pseudococcus farinosus*. — *Ant* = Antenne; *D* = halbmondförmiger Deckel; *Mu* = Muskulatur; *Wdr* = Wachsdrüsen. — Nach ŠULC.

f) Adipugnatorische Organe (Exsudationsorgane)

Bei Reizung lassen viele Cocciden Flüssigkeitstropfen austreten, so *Pseudococcus adonidum* nach DINGLER (1924) an zwei Stellen hinter dem Kopfabschnitt und an zwei Stellen am Hinterende, *Pulvinaria betulae* rechts und links der Afteröffnung. ŠULC (1909) hat diese Spalten untersucht (Abb. 45). Sie sind durch einen halbmondförmigen Deckel (*D*) bedeckt. An dem Vorderrand des Deckels und an dessen Ansatzzelle entlang zieht je ein Muskelbündel (*Mu*), das durch Kontraktion die Spalte bei Reizung öffnet und eine gebliche

Flüssigkeit mit Fettzellen, Fettropfen, Zellfragmenten und Lymphocyten austreten läßt.

5. Tracheensystem

Obwohl in mehreren älteren Arbeiten das Tracheensystem der Cocciden behandelt wurde, verdanken wir die einzige eingehende Arbeit, die sich zugleich auf die Larven und beide Geschlechter erstreckt, Herberg. Nach

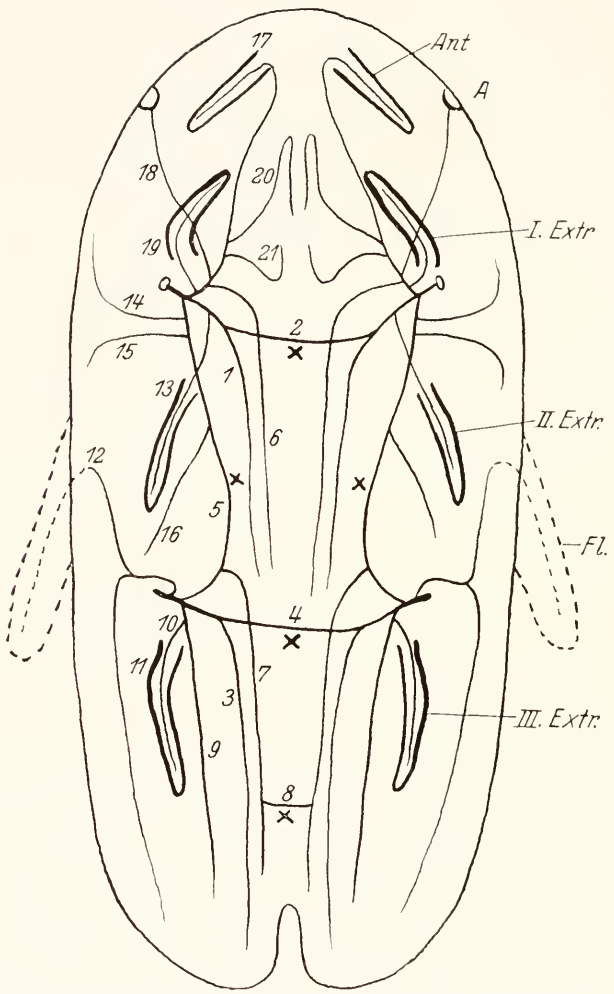


Abb. 46. Schema der bei Schildläusen auftretenden Tracheenstämme. *A* = Auge; *Ant* = Antenne; *I.* – *III. Extr* = I.–III. Extremität; *Fl* = Flügel; *1* = Ventralstämme; *2* = vorderer Querstamm; *3* = innerer Abdominalstamm; *4* = hinterer Querstamm; *5* = rechter und linker Verbindungsstamm; *6* = vordere Dorsalstämme; *7* = hintere Dorsalstämme; *8* = Rückenbogen; *9* = äußere Abdominalstämme; *10* = Hinterbeinstamm; *11* u. *12* = Flügelstämme; *13* = Mittelbeinstamm; *14* = vordere Seitenstämme; *15* = hintere Seitenstämme; *16* = Mittelstämme; *17* = Antennenstamm; *18* = Augenstamm; *19* = Vorderbeinstamm; *20* = oberer Schlundgerüststamm; *21* = hinterer Schlundgerüststamm. Nach Herberg.

seiner Auffassung haben die *Lecaniinae* das ursprünglichste Tracheensystem, weshalb er diese Tiere seinem Schema (Abb. 46) zugrunde legt. Das Tracheensystem beginnt mit zwei Stigmenpaaren, welche an der Grenze von Pro- und Mesothorax bzw. im Metathorax liegen; der weitere Verlauf der einzelnen Tracheen geht aus Abb. 46 hervor, so daß sich eine weitere Beschreibung erübrigt. Bereits bei der I. Larve (Abb. 47) treten folgende Stämme auf (Abb. 46): *2, 3, 4, 5, 10, 11, 13, 19, 20.* Auf älterem Stadium können die übrigen in Abb. 46 eingezeichneten Stämme vorhanden sein, sie brauchen aber nicht aufzutreten. Nur bei einzelnen Arten kommen folgende Stämme vor: *1, 6, 7, 8,*

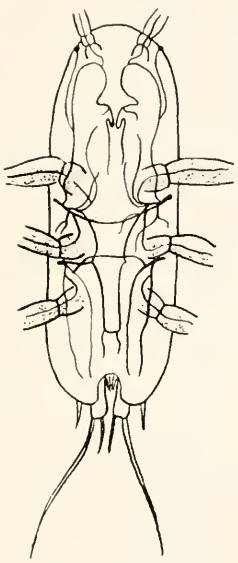


Abb. 47. Tracheensystem einer frisch geschlüpften Larve von *Eriopeltis*. — Nach Herberg.

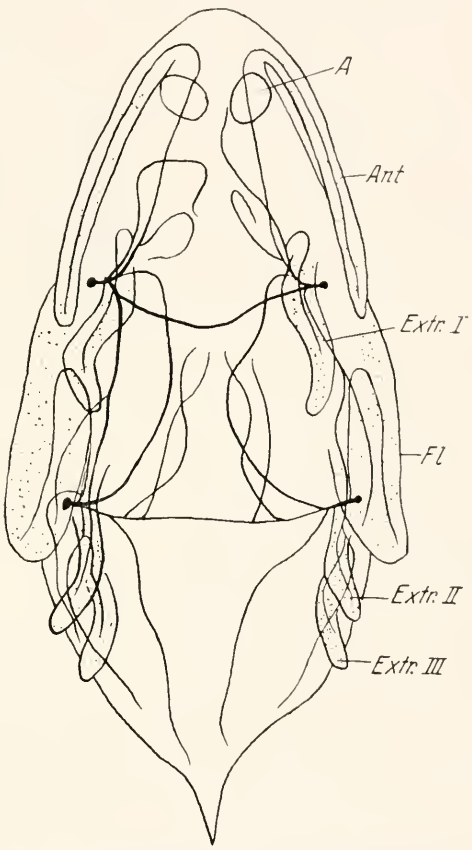


Abb. 48. Tracheensystem von *Chrysomphalus dictyospermi*, männliche Nymphe. — *A* = Auge; *Ant* = Antenne; *Extr. I—III* = I.—III. Extremität. — Nach Herberg.

9, 12, 14, 15, 16, 21. Die beiden Seitenstämme (*14* u. *15*) und der Flügelstamm (*12*) treten erst bei älteren Stadien auf, ebenso der Mittelstamm (*16*), welcher nur bei langgestreckten Arten auftritt. Bei manchen Gattungen sind die Ventralstämme in Fortfall gekommen, auch der äußere Abdominalstamm fehlt oft. Bei Lecaniinen sind die 2 hinteren Dorsalstämme noch durch den Rückenbogen verbunden, bei anderen Formen nicht. Der Schlundgerüststamm kann fehlen. Werden Fühler und Beine auf späterem Stadium abgeworfen, so tritt nur selten ein Fortfall der zugehörigen Tracheen auf, meist versorgen letztere dann den im Bereich der ehemaligen Extremität gelegenen Organteil.

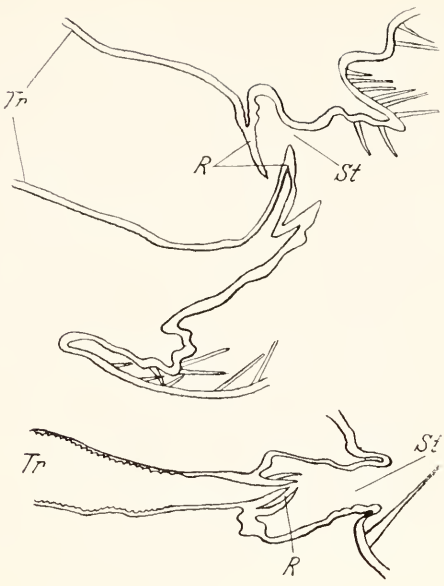


Abb. 49. Stigmen von *Warajicoccus*. — *R* = Reusen; *St* = Stigma; *Tr* = Tracheen. — Nach KITAO.

Bei *Lecanium hesperidum* besitzen die Verbindungsstämme vorgebildete Reißstellen (Abb. 46 *) in Form von Einschnürungen, so daß die Tracheen bei der Häutung keine Schwierigkeit bieten. Das Tracheensystem der männlichen Nymphen (Abb. 48) gleicht im Aufbau demjenigen der Weibchen. Das Tracheensystem der männlichen Imago ist viel stärker verästelt.

Bei *Lecanium* und bei anderen stark abgeplatteten Arten führt zu jedem Stigma eine flache Rinne (Stigmenkanal), die durch Wachs vor Benetzung geschützt ist. Bei *Eriopeltis* ist das Stigma nach HERBERG röhrenförmig eingesenkt. Ein Klappensystem (Abb. 49 *R*) schützt die Tracheen vor Schmutz.

Das Tracheensystem der überwiegenden Mehrzahl der Schildlausarten läßt sich auf das von HERBERG gegebene Schema zurückführen. Bei einer Anzahl von Formen treten 10 statt 2 Stigmenpaaren auf, so bei *Xylococcus*, bei anderen 9, z. B. bei *Orthezia* und *Warajicoccus*. Dabei liegen stets 2 Paare im Thorax, die übrigen im Abdomen. Das Tracheensystem von *Xylococcus alni* hat OGUMA (Abb. 50) beschrieben. Von jedem Stigma zieht ein

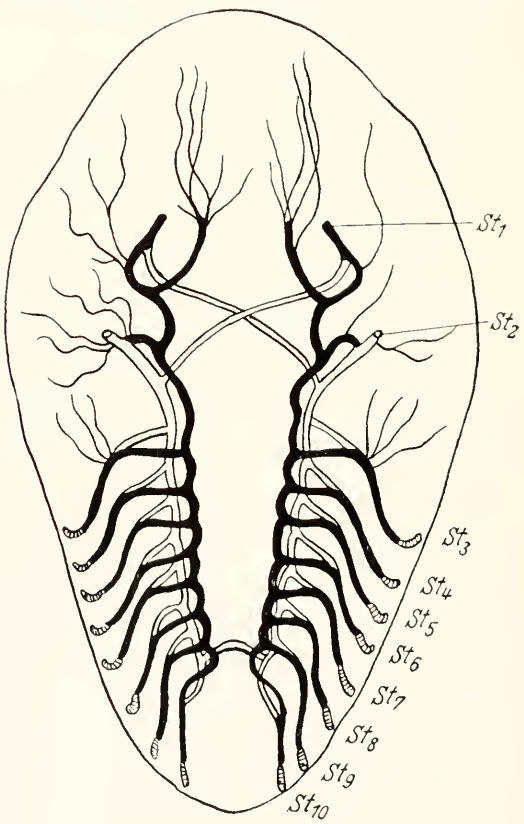


Abb. 50. Tracheensystem von *Xylococcus alni* 3. Stadium. — *St* = Stigmen. — Nach OGUMA.

Tracheenstamm nach innen, welcher sich in einen dorsalen und einen ventralen Ast gabelt. Die dorsalen Äste sind durch einen dorsalen Längsstamm

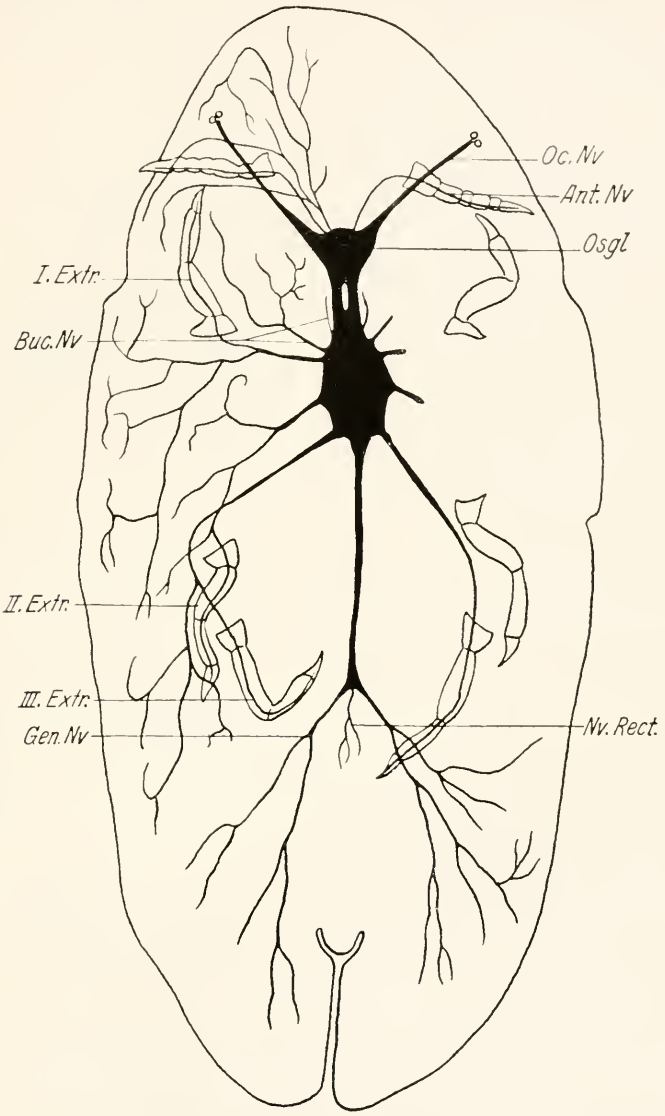


Abb. 51. *Lecanium hesperidum*. Weibchen. Nervensystem. — *Ant.Nv* = Antennennerv; *Buc.Nv* = Buccalnerven; *I.—III. Extr* = I.–III. Extremität; *Gen.Nv* = Genitalnerv; *Nv.Rect* = Nerv des Rectums; *OcNv* = Ocellennerv; *Osgl* = Oberschlundganglion. — Nach Berlese.

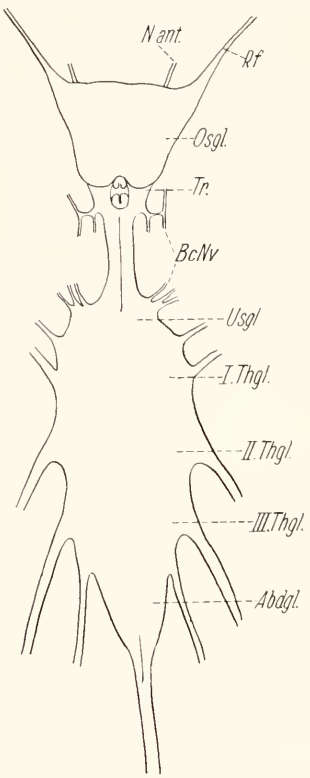
(Abb. 50, schwarz), die ventralen Äste durch einen ventralen Längsstamm (Abb. 50, doppelt konturiert) verbunden.

Bei *Orthezia* treten im Bereich des Thorax nur Querverbindungen auf. Längsverbindungen fehlen. Auch im Abdomen sind Längsstämme nur zwi-

schen dem 3. und 4. und zwischen dem 5., 6. und 7. Tracheenstamm festzustellen. Der vorderste abdominale Hauptstamm steht mit dem nach hinten ziehenden Ast des vorderen thorakalen Stigmas in Verbindung. So kommt es auch bei *Orthezia* zu einer Verbindung der beiden Tracheennetze, die bei *Xylococcus* allerdings viel vollkommener ist.

6. Nervensystem

Das Nervensystem der Cocciden ist wie das aller Hemipteren (vgl. Pflugfelder 1936/37) stark konzentriert. Ein ähnlich hoher Grad der Konzen-



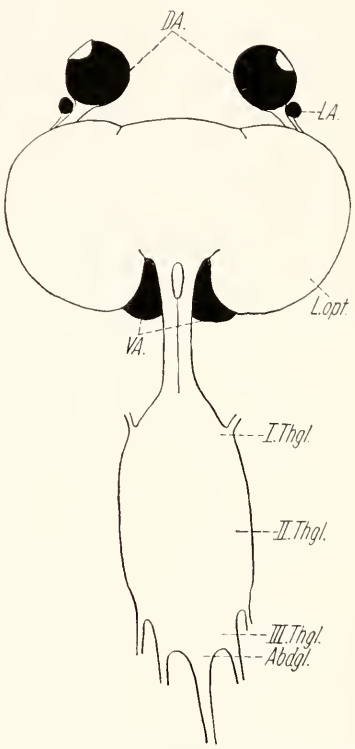


Abb. 52. Nervensystem von *Lecanium corni*-Weibchen. — *Abdgl* = Abdominalganglion; *Bc.Nv* = Buccalnerven; *N.ant* = Antennennerv; *Osgl* = Oberschlundganglion; *I.—III. Thgl.* = I.—III. Thorakalganglion; *Rf* = Retinafasern; *Tr* = Tritocerebrum; *Usgl* = Unterschlundganglion. — Nach Pflugfelder.

Abb. 53. Nervensystem von *Lecanium corni*-Männchen. — *Abdgl* = Abdominalganglion; *DA* = Dorsalaugen; *LA* = Larvalauge; *L.opt* = Lobus opticus; *VA* = Ventralauge; *I.—III.Thgl* = I.—III. Thorakalganglion. — Nach Pflugfelder.

tration wird bei den Homopteren allerdings nirgends mehr erreicht (bei Heteropteren nur bei den *Hydrometridae*): das Unterschlundganglion, die Thorakalganglien und die Abdominalganglien bilden eine einzige Ganglienmasse, welche sich im Bereich des I. Thorakalsegments befindet (Abb. 51). Die davon ausgehenden peripheren Nerven sind in Abb. 51 dargestellt. Entsprechend den

auffallenden Unterschieden der äußeren Gestalt besteht ein ganz ausgeprägter Dimorphismus bezüglich des Nervensystems von Weibchen und Männchen (Abb. 52 und 53). Die Unterschiede im Bau des Protocerebrum sind durch den verschiedenen Bau der Augen bedingt. Die Männchen besitzen sehr umfangreiche Lobi optici (Abb. 54 *I—III*), welche bei *Lecanium* aus 3 imaginalen optischen Ganglien und 2 Ganglien für die persistierenden larvalen Augen bestehen. Das I. optische Ganglion zeigt entsprechend der Duplizität der Imaginalaugen eine deutliche Zweiteilung, die auch im Bau des II. und III. Ganglions noch vorhanden ist. Zwischen die beiden Hälften des I. Ganglions (*Ii*) schiebt sich das I. Ganglion der Larvalaugen (Abb. 54 *Il*).

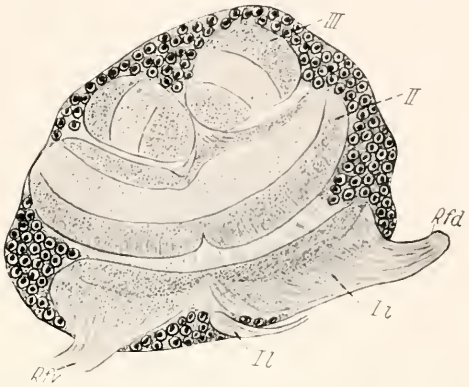


Abb. 54. Lobus opticus von *Lecanium corni*-Männchen. — *Rfd* = dorsale Retinafaser; *Rfv* = ventrale Retinafaser; *Ii* = I. opt. Ganglion der Imago; *Il* = optisches larvales Ganglion; *II. u. III.* = II. und III. optisches Ganglion. — Nach Pflugfelder.

Im Gegensatz zu allen übrigen Rhynchoten besitzt das I. opt. Ganglion der Schildlausmännchen eine dichtstrukturierte Innenzone. Auch das

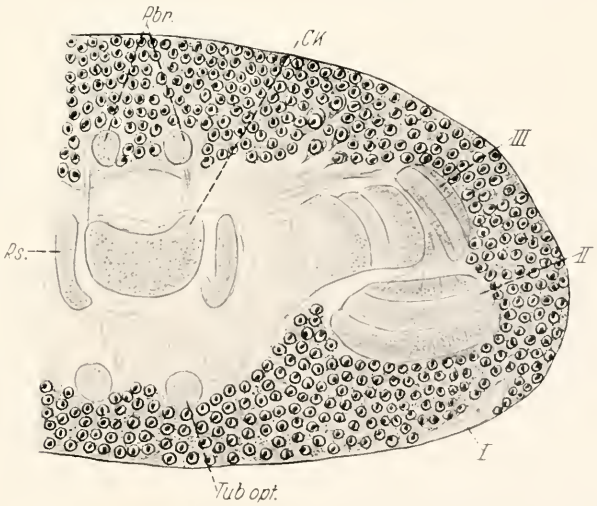


Abb. 55. Querschnitt durch das Oberschlundganglion von *Lecanium corni*-Männchen. — *CK* = Zentralkörper; *Pbr* = Protocerebralbrücke; *Rs* = Ramus superior des Pilzkörpers; *Tub.opt.* = Tuberculum opticum; *I. III.* = I.—III. optisches Ganglion. — Nach Pflugfelder.

III. Ganglion zeigt einen für Rhynchoten abweichenden Bau, insofern es wie bei den Dipteren in einen äußeren und inneren Teil gespalten ist (Abb. 55 *III*). Die aus dem II. Ganglion kommenden Fasern treten zwischen diese beiden

Teile und senden sowohl Äste in den äußeren als auch in den inneren Teil des III. Ganglions. Corpora pedunculata, Zentralkörper (*CK*) und Protocerebralbrücke (*Pbr*) sind gut entwickelt.

Das Protocerebrum der Weibchen ist infolge des primitiven Baues der Augen wesentlich einfacher gebaut. Der Lobus opticus ist nur schwach ent-

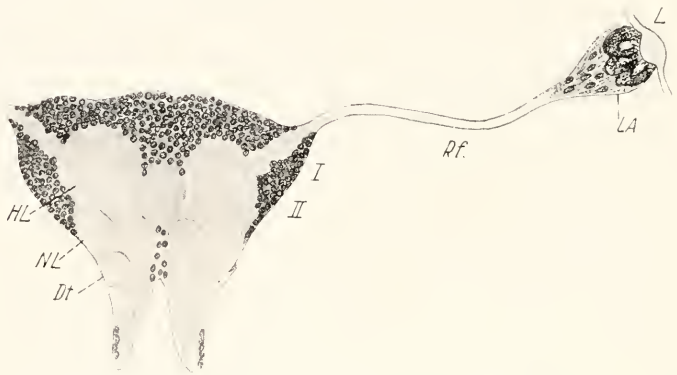


Abb. 56. Frontalschnitt durch das Gehirn von *Lecanium corni*-Weibchen. — *Dt* = Deuterocerebrum; *HL* = Hauptlappen; *NL* = Nebenlappen des Protocerebrum; *L* = Linse; *LA* = Larvenauge; *Rf* = Retinafaser; *I, II* = I. u. II. optisches Ganglion. — Nach Pflugfelder.

wickelt und besteht aus zwei optischen Ganglien (Abb. 56*I, II*). Am übrigen Protocerebrum (Abb. 57) sind jederseits ein Haupt- und ein Nebenlappen zu unterscheiden. Die beiden Hauptlappen stehen durch eine wenig strukturierte Fasermasse miteinander in Verbindung, außerdem durch eine zentrale Kommissur (*CK*), welche zweifellos dem vorderen Teil des Zentralkörpers gleichzusetzen ist. Der darunter liegende dichtstrukturierte Faserbezirk entspricht dem unteren bzw. hinteren Teil des Zentralkörpers anderer Rhynchoten. Die Pilzkörper sind nur schwach entwickelt.

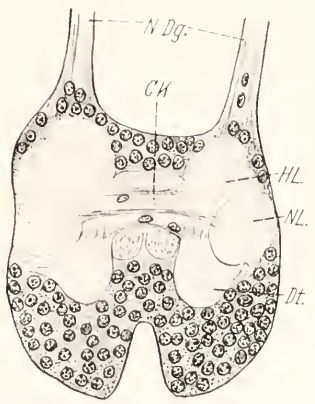


Abb. 57. Dorsoventralschnitt durch das Gehirn von *Lecanium corni* ♀. — *CK* = Centralkörper; *Dt* = Deuterocerebrum; *HL* = Hauptlappen; *NL* = Nebenlappen des Protocerebrum; *N.Dg.* = Nerven des Dorsalgefäßes und der Corpora allata.

Das Deuterocerebrum hat bei beiden Geschlechtern denselben Bau. Das Tritocerebrum der Männchen verschwindet im Zusammenhang mit der Rückbildung des Darms bis auf geringe Reste, von welchen ein schwacher Nervus recurrens ausgeht und dem Vorderdarm entlang zieht (Abb. 58*N.r*). Das Fehlen der Mundwerkzeuge bedingt das vollkommene Fehlen der Unterschlundganglien (Abb. 58). Das Tritocerebrum und das sympathische Nervensystem der Weibchen sind in Abb. 59 dargestellt. Von dem Ganglion

frontale entspringt ein zu den Muskeln der Oberlippe ziehender Labralnerv (*N.labr*), welcher sich mehrfach verästelt. Weiterhin verläuft vom Ganglion

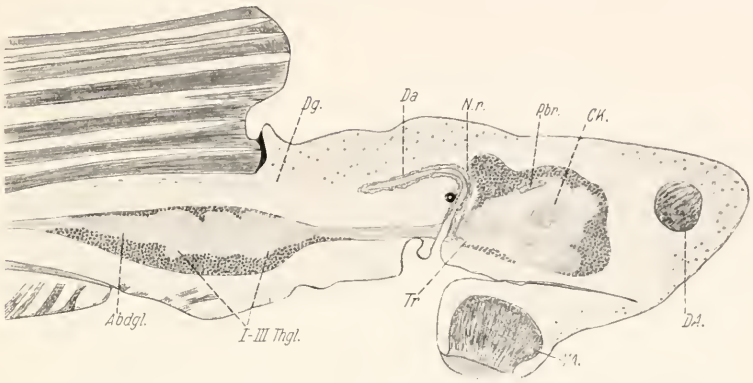


Abb. 58. Sagittalschnitt durch das Vorderende von *Lecanium corni*-Männchen. — *Abdgl* = Abdominalganglion; *CK* = Centralkörper; *DA* = Dorsales Auge; *Da* = Darm; *Dg* = Dorsalgefäß; *Nr* = Nervus recurrens; *Pbr* = Protocerebralbrücke; *Tr* = Tritocerebrum; *VA* = ventrales Auge; *I.–III. Thgl* = I.–III. Thorakalganglion. — Nach PFLUGFELDER.

frontale ausgehend ein Nervus recurrens zum Ganglion hypocerebrale (*Gl.hc*). Der paarige Anteil des sympathischen Systems besteht aus zwei Nervenbündel-

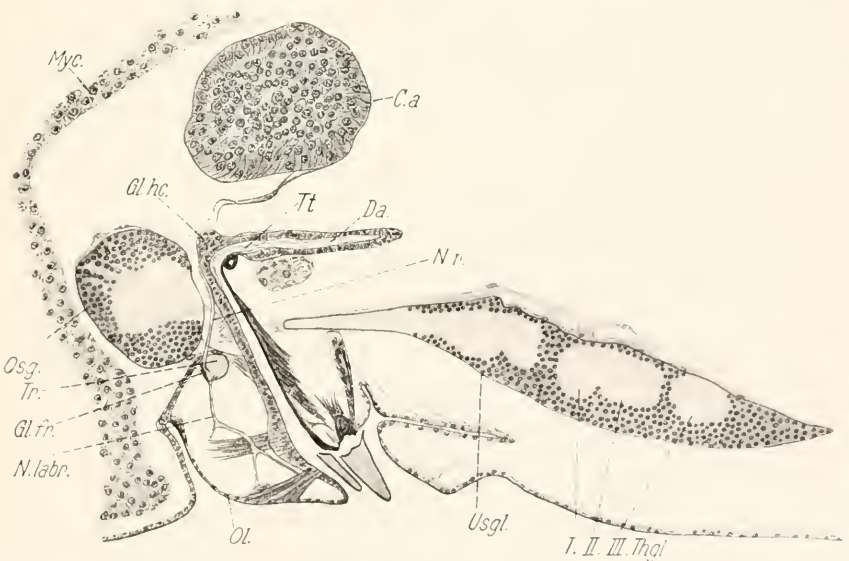


Abb. 59. Sagittalschnitt durch das Nervensystem eines *Lecanium corni*-Weibchens. — *C.a* = Corpus allatum; *Da* = Darm; *Gl.fr* = Ganglion frontale; *Gl.hc* = Ganglion hypocerebrale; *Myc* = Mycetocyten; *N.r* = Nervus recurrens; *Ol* = Oberlippe; *Tr* = Tritocerebrum; *Tt* = Tentorium; *Usgl* = Unterschlundganglion; *I.–III. Thgl* = I.–III. Thorakalganglion. — Nach PFLUGFELDER.

paaren, die das Gehirn an dessen dorso-caudaler Seite verlassen und senkrecht nach oben zu den meist über dem Gehirn gelegenen Corpora allata und zu dem Dorsalgefäß ziehen (Abb. 57*N.Dg.*).

Hinsichtlich der Corpora allata besteht ein auffallender Geschlechtsdimorphismus (Abb. 60*a* u. *b*), welcher vermutlich durch den verschiedenen Stoffwechsel der beiden Geschlechter zu erklären ist. Ohne Zweifel haben

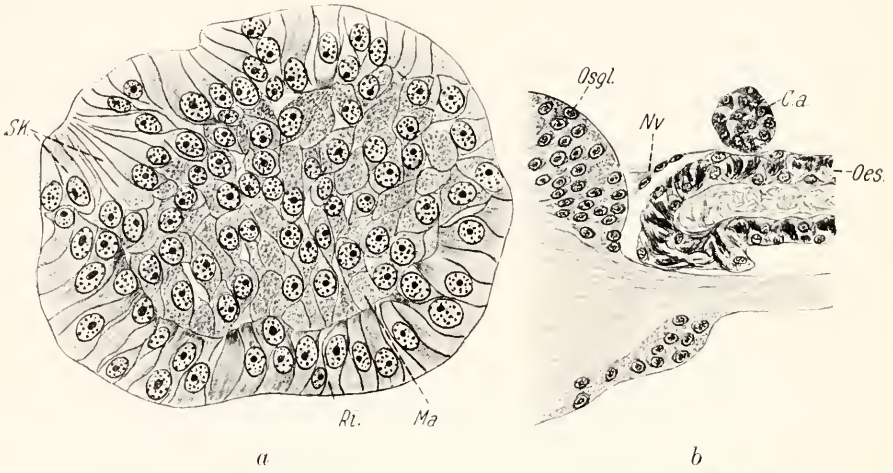


Abb. 60. Corpora allata von *Lecanium corni*. — *a* v. Weibchen; *Ma* = Mark; *Ri* = Rinde; *Sk* = Sekretkapillaren; *b* v. Männchen; *Ca* = Corpus allatum; *Nv* = Nerv des Corpus allatum; *Oes* = Oesophagus; *Osgl* = Oberschlundganglion. Die Vergrößerung ist in *a* und *b* genau die gleiche. — Nach Pflugfelder.

diese Organe innersekretorische Bedeutung. Hovasse (1930) bespricht die Möglichkeit, es könnte sich auch um Sinnesorgane handeln. Diese Auffassung wurde durch Experimente an anderen Insekten (Literatur bei Pflugfelder Z. wiss. Zool. **151**, S. 149) widerlegt.

7. Sinnesorgane

Von den zahlreichen Sinnesborsten der Körperoberfläche und den von Marshall (1935) auf der Dorsalseite von *Saissetia* gefundenen stiftführenden Sinnesorganen abgesehen, sind nur zwei spezifische Sinnesorgane zu erwähnen: Antennen und Augen. Auf ersteren findet man aber nur Sinnesborsten vom üblichen Bau. Rhinarien fehlen, so können wir uns hier auf die Augen beschränken.

Weibchen: Die Cocciden-Weibchen besitzen lediglich die persistierenden Larvenaugen, deren Entwicklung erstmals durch Marshall (1935) untersucht wurde. Der Bau der Ocellen findet bereits Erwähnung bei Schmidt (1885), Witlaczil (1886), Fullaway (1910), Moulton (1907).

Die erste Anlage besteht nach Marshall bei *Saissetia* in einer scheibenförmigen Hypodermisverdickung (Abb. 61 *a*). Dann erfolgt eine Einbuchtung der Anlage (Abb. 61*b*), welche sich schließlich in Form eines Bläschens von der Hypodermis abschnürt (Abb. 61*c*). Der proximale Teil des Bläschens entwickelt sich zu durchschnittlich 12 Retinazellen, der distale Teil besteht aus 4 lentigenen Zellen, die bald mit der Bildung der Linse beginnen. Bei Häu-

tungen wird die Linse abgeworfen und neugebildet. Zwischen den lentigenen Zellen und der Retina bildet sich bald eine Art Glaskörper („cristalline body"), dessen Masse rasch zunimmt.

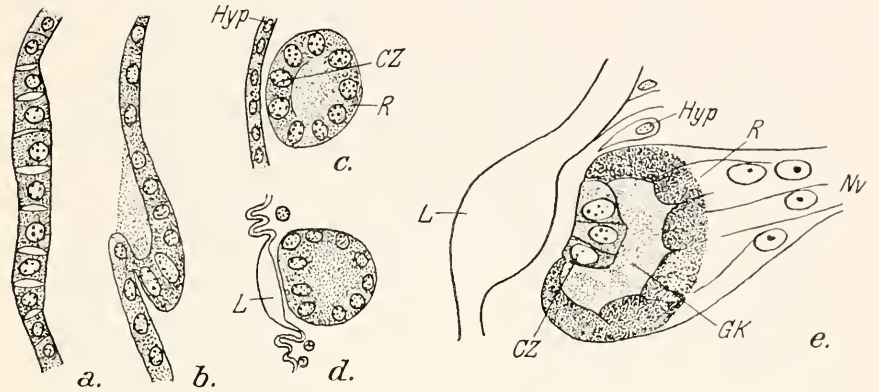


Abb. 61. Entwicklung der Augen von *Saissetia*-Weibchen. — *a* Erste Anlage; *b* Einsenkung; *c* Bläschen; *d* Linsenbildung; *e* fertiges Auge; *CZ* = Corneagene Zellen; *GK* = Glaskörper; *Hyp* = Hypodermis; *Nv* = Augennerv; *R* = Retina. — Nach Marshall.

Bei *Lecanium corni* (Pflugfelder 1936/37) hat es den Anschein, als ob sich das Auge der Weibchen aus 3 Einzelommatidien aufbaut, denen eine gemeinsame Linse zukommt.

Männchen: Zu den persistierenden Larvenaugen, welche denjenigen der Weibchen in ihrem Bau gleichen, treten bei der Imago weitere Augen, die hinsichtlich ihrer Zahl, ihrer Anordnung und ihres Baues recht verschiedenartige Verhältnisse darbieten. Bei den Monophlebinen und bei *Orthezia* treten typische Fazettenaugen (Abb. 62) auf, bei anderen Cocciden an Stelle von facettierten

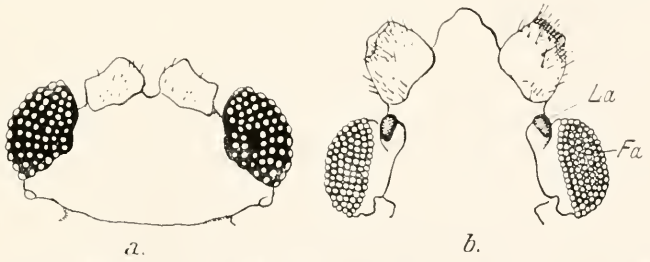


Abb. 62. Kopf der Männchen von *Matsucoccus matsumurae* (*a*) und von *Drosichoides haematoptera*. — *Fa* = Fazetten-, *La* = Larvenaugen. — Nach Morrison.

Augen ein dorsales und ein ventrales Paar von unicornealen Augen. Das ventrale Paar befindet sich an der Stelle der fehlenden Mundwerkzeuge (Abb. 63*b*). Zwischen den dorsalen und ventralen Augen kann es zur Bildung einer Reihe weiterer Augen (bei *Steingelia* ♂) kommen (Abb. 64). Lediglich die Entwicklung der großen Dorsal- und Ventralaugen wurde bis jetzt genauer untersucht, und zwar von *Dactylopius* durch Krecker (1909) und von *Lecanium*

durch Pflugfelder. Die bei *Lecanium* gefundenen Tatsachen sollen der folgenden Beschreibung zugrunde gelegt werden (Abb. 65). Während des Nymphenstadiums treten die Augenanlagen in Form von Epidermisverdickungen in Erscheinung (Abb. 65*a*). Diese gleichen durchaus den Anlagen

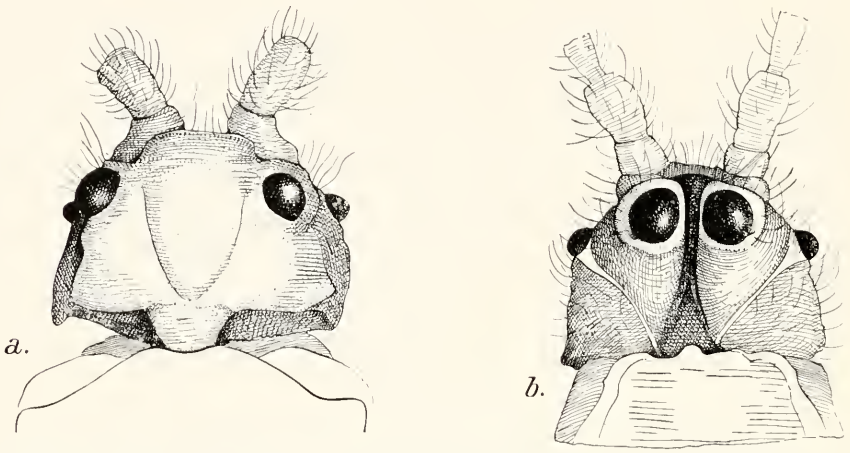


Abb. 63. Kopf des Männchens von *Pseudococcus adonidum*. — *a* Dorsalansicht; *b* Ventralansicht. — Nach Weber.

der Facettenaugen anderer Insekten. Dann senkt sich aber die ganze Anlage becherförmig ein (Abb. 65*b*), die Zellen des Becherrandes wuchern in Form einer Doppelfalte vor (Abb. 65*c*). Es entsteht so ein Augenbläschen, dessen proximaler Teil die Retina, dessen distaler Teil die corneagenen Zellen bildet. Letztere werden bei der Bildung der großen kugligen Linse fast ganz verbraucht. Die Retinazellen bilden lange Stäbchen aus (*St*). Auf Grund der oben beschriebenen Innervation steht fest, daß diese Augen unicorneale Facettenaugen darstellen. Bei *Dactylopius* fand Krecker zwischen Retina und Epidermis einen Ring besonders großer Zellen, die mit ihrem dichten Pigment eine Art Iris bilden. Erwünscht wären Untersuchungen über Bau und Entwicklung der Augen weiterer Arten, z. B. *Steingelia*.

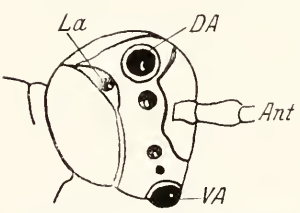


Abb. 64. Kopf von *Lecanium tiliae*. Seitenansicht. — *Ant* = Antenne; *DA* = Dorsalauge; *La* = Larvenauge; *VA* = Ventralauge. — Nach Šulc.

Ein Bildsehen ist diesen unicornealen Augen der Schildlausmännchen bestimmt nicht zuzuschreiben. Ähnlich wie bei den Weibchen und den Larven ist aber ein Richtungs- und ein Helldunkelsehen anzunehmen. Bei den Larven vieler Arten wurde positive Phototaxis festgestellt (Herberg, Dingler, Mahdihassan). Im Zweilichter-Versuch orientieren sich die *Eriopeltis*-Larven (nach Herberg) nach der stärkeren Lichtquelle. Andere Arten sind negativ phototaktisch, so nach Bayer *Pseudococcus adonium*, insbesondere bei Verwendung von gelbem und blauem Licht, weniger dagegen bei rotem und grünem

Licht. Zweifellos werden bei *Pseudococcus* die Richtungsbewegungen durch die Schwerkraft mitbeeinflußt. Besonders ist das bei hungernden Tieren der Fall.

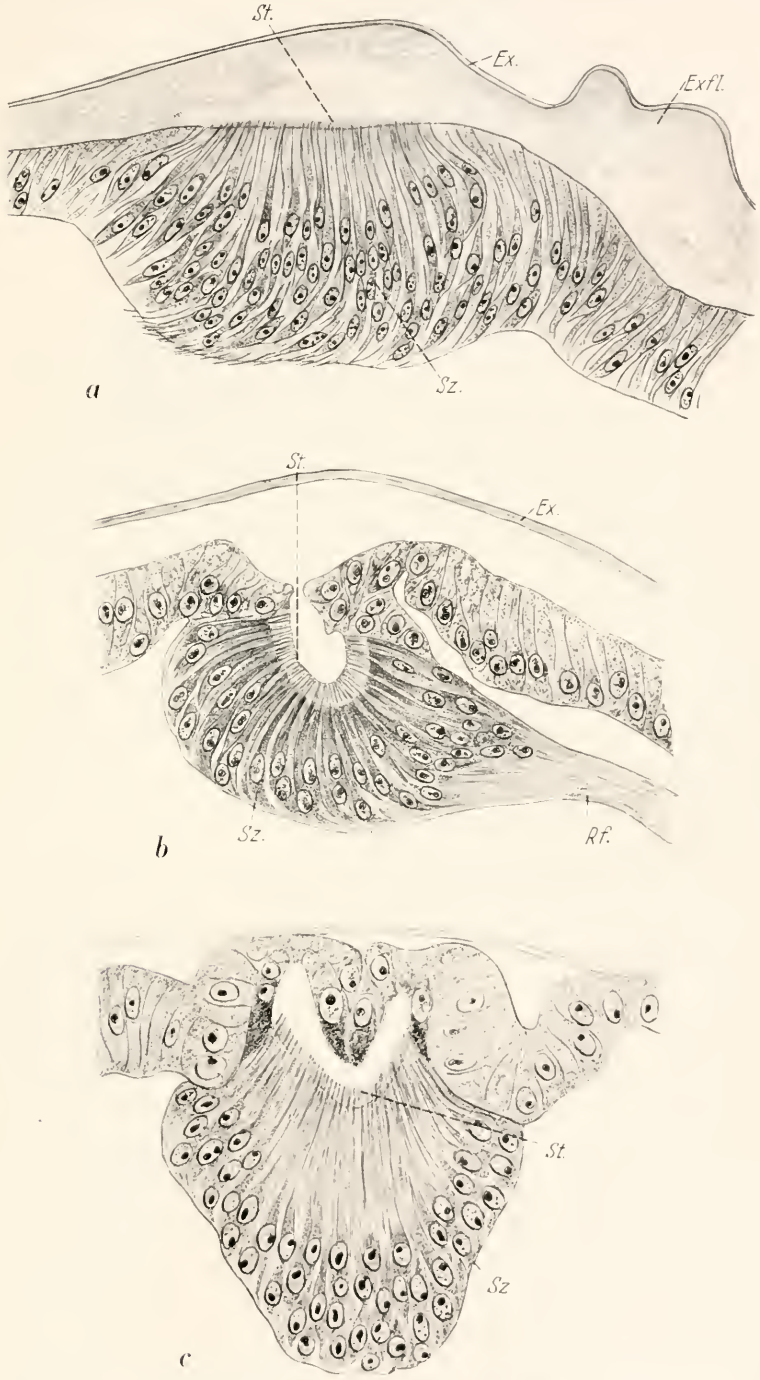


Abb. 65 *a* —*c*. Entwicklung der Augen von *Lecanium corni*-Männchen.

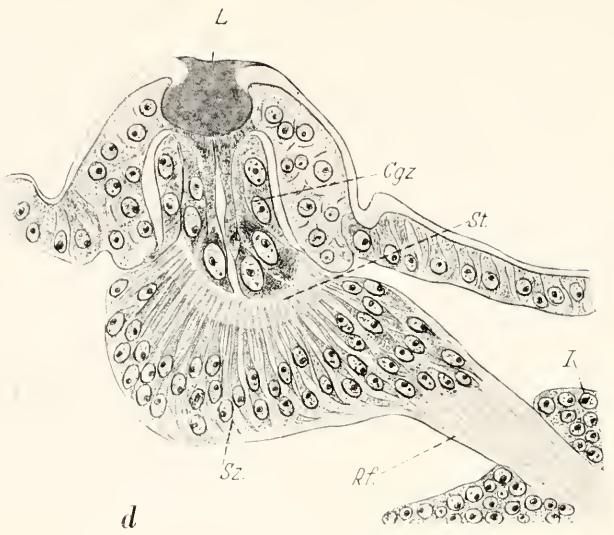


Abb. 65*d*. Entwicklung der Augen von *Lecanium corni*-Männchen. *a*—*d*: *Cgz* = Corneagene Zellen; *Ex* = Exuvie; *Exfl* = Exuvialflüssigkeit; *Rf* = Retinafasern der optischen Nerven; *St* = Stäbchen; *SZ* = Sehzellen; *I* = I. opt. Ganglion. Nach Pflugfelder.

8. Darmtraktus

Der Darm der Schildläuse war schon sehr oft Gegenstand von Untersuchungen, von welchen nur diejenigen von Leuckart (1847), Dujardin (1852), Leydig (1853), Lubbock (1858), Targioni-Tozzetti (1867), Mark (1877), List (1885), Berlese (1892—1894) genannt seien. Zahlreich sind auch die Irrtümer, die bei diesen Untersuchungen unterlaufen sind. Einen gewissen Abschluß schienen die Ergebnisse von Berlese darzustellen, der 3 Typen unterschied:

a) Typ *Pseudococcus*: Der Darm bildet eine durchgängige Röhre vom Oesophagus bis zum After.
b) Typ *Lecanium*: Ein Enddarum fehlt. Nur durch Diffusion können die Stoffe demnach aus der Filterkammer in die Rektalblase gelangen.
c) Typ *Diaspidinae*: Der Mitteldarm fehlt. Der Oesophagus mündet in einen weiten Sack, der mit dem Rectum nur durch zwei Ligamente verbunden ist.

Inzwischen haben aber Nachuntersuchungen von Pesson (1935) ergeben, daß Typ b nicht existiert. Pesson hat bei den Lecanien einen Enddarm gefunden und den Nachweis erbracht, daß sich Berlese geirrt hat. Wir brauchen daher nur Typ a und c zu behandeln.

Der vom Rüssel schräg nach vorn und oben ziehende Teil des Vorderdarms wird meist als Pharynx (Abb. 15) bezeichnet[1]. An dem vorderen

[1] Morphologisch entspricht dieser Teil größtenteils dem Labrum + Mundhöhle des orthopterischen Typs und sollte daher besser als Mundpumpe bezeichnet werden (Snodgrass).

Teil seiner Wandung setzen mächtige Musculi dilatatores an, welche zum Clypeus ziehen und eine kräftige Saugwirkung entfalten können. Kitao (1928) beschreibt bei *Warajicoccus* drei Gruppen von Dilatatoren: Medianmuskeln, oblique und transverse Muskeln. Vor dem Tentorium biegt der Oesophagus fast rechtwinklig um und tritt dann in die Filterkammer ein. Diese kommt dadurch zustande, daß der Oesophagus sich mit einer Art Kropf in den erweiterten Abschnitt des Enddarms einsenkt. Hinter dieser Erweiterung bildet der Enddarm eine verhältnismäßig enge Röhre, welche in die Rectalblase mündet. Die sehr wasserhaltigen Pflanzensäfte erfahren durch diese Einrichtung eine starke Eindickung, da das überschüssige Wasser durch die Wandung des Kropfes in den Enddarm und die Rectalblase diffundiert (vgl. die Pfeile in Abb. 66). Bei manchen Arten z. B. *Lecanium* bildet der Mitteldarm hinter der Filterkammer (in Abb. 66 punktiert eingezeichnet) einen Blinddarm (Caecum).

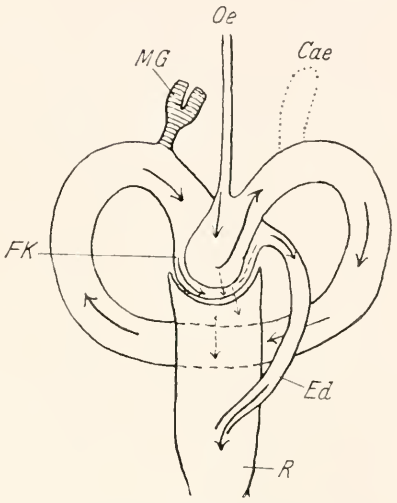


Abb. 66. Darm von *Pseudococcus*. *Cae* gestrichelt Lage des Caecum bei anderen Gattungen (z. B. *Lecanium*); *Ed* = Enddarm; *FK* = Filterkammer; *MG* = Malpighische Gefäße; *Oe* = Oesophagus; *R* = Rectum. Nach Weber.

Was den „Typ Diaspidinae" Berleses betrifft, so hat sich Childs (1914) auf Grund von Untersuchungen an *Epidiaspis piricola* del Guer gegen die Feststellung von Berlese gewandt, wonach zwischen Magen und Enddarm keine Verbindung bestehe und wonach der Mitteldarm fehle. Die unvollkommene Technik Berleses habe zu dieser irrigen Auffassung geführt. Nach Weber besteht aber die Behauptung von Berlese insofern zu Recht, als bei den Diaspidinen jede Spur einer Filterkammer fehlt und kein durchgehendes Darmlumen vorhanden ist. Weitere Untersuchungen an anderen Arten wären erwünscht.

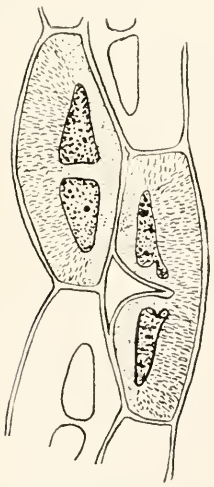


Abb. 67. Längsschnitt durch ein Malpighisches Gefäß von *Xylococcus alni*. — Nach Oguma.

Die Zahl der Malpighischen Gefäße beträgt in zahlreichen Fällen 2, z. B. auch bei *Lecanium*, wo sie mit gemeinsamem Gang in den Darm einmünden, bei *Marchalina* münden die 3 Malpighischen Gefäße getrennt. Bei *Icerya* und anderen Monophlebinen beträgt ihre Zahl gleichfalls 3, bei Margarodinen (z. B. *Xylococcus*) 4, bei *Margarodes* nach Boratynski (1928) 4, paarweise vereinigt.

Soweit histologische Angaben vorliegen (Abb. 67), bestehen die Schläuche aus zwei Zellreihen, die um eine halbe Zellänge gegeneinander verschoben sind und welche ein enges Lumen zwischen sich lassen. Bei *Xylococcus* (Abb. 67) treten in jeder Zelle zwei Kerne auf, das Plasma ist nach außen fibrillär, zentral körnig strukturiert.

Bei *Tachardia* nimmt nach Beobachtungen von Misra das Volumen der Malpighischen Gefäße während der Imaginalzeit um das Sechsfache zu. Die Ursache davon ist, daß die Zellen sich immer mehr mit Exkreten beladen und sich dadurch bis zum Extrem ausdehnen. Die Unfähigkeit zu weiterer Exkretion ist nach Misra vermutlich die Todesursache.

Beim Männchen ist der Darm funktionslos geworden, die Malpighischen Gefäße bleiben aber erhalten. Das Darmepithel zeigt Degenerationserscheinungen.

Imms und Stebbing nahmen an, daß Mund und Darm bei den Männchen der Lackinsekten fehlen, eine Ansicht, die durch Misra widerlegt wurde. Nach Putnam soll bei den Männchen von *Pulvinaria innumerabilis* weder Mund noch After noch Darm vorhanden sein (?), dagegen stellte er 1 Paar Malpighischer Gefäße fest. Bei *Physokermes*-Männchen ist nach Moulton der Darm abortiv, doch seine Malpighischen Gefäße sind vorhanden. Diese Fälle bedürfen m. E. einer Nachuntersuchung.

9. Speicheldrüsen

Beschrieben wurden die Speicheldrüsen (Labialdrüsen) der Cocciden erstmals durch Leydig, er betrachtet sie aber als einen Teil des Unterschlundganglions. Demselben Irrtum fällt Targioni-Tozetti zum Opfer. Erst Mark stellt die Tatsachen richtig dar. Er beschreibt die Drüsen als paarige gelappte oder schlauchartige Gebilde, die in der Nähe des Mundes, seitlich vom vorderen Ende des Unterschlundganglions gelegen sind, durch welches sie innerviert werden.

Bei *Orthezinae* und *Monophlebinae* findet man jederseits mehrere einzellige Pseudacini mit unpaarem Gang. Bei den *Diaspidinae* ist jederseits ein kleiner Vorderlappen und ein kleinerer Hinterlappen zu unterscheiden. Die traubig angeordneten Zellen werden durch die Membrana propria zu einer birnförmigen Masse zusammengefaßt.

Bei *Xylococcus* beschreibt Oguma (1919) gleichfalls 1 Paar Speicheldrüsen, welche jederseits aus 15 Zellen bestehen und durch zwei Speichelgänge getrennt in den Pharynx münden. Die meisten Autoren erwähnen nur 1 Paar Speicheldrüsen, doch zeigen die Untersuchungen von Hovasse (1930), daß bei manchen Arten mehrere Drüsenpaare vorkommen können. Er erwähnt bei *Marchalina* 3 Paar Zellgruppen im Mesothorax und bei den Diaspidinen außerdem accessorische Drüsen. — Bei *Warajicoccus* unterscheidet Kitao (1928) eigentliche Speicheldrüsen (Labialdrüsen), eine „Labraldrüse“ und Oesophagealdrüsen (s. unten). Erstere bestehen aus einem Paar Kopfdrüsen

(Abb. 68 *Kdr*) jederseits der Zentralplatte des Tentoriums und einem Paar Thorakaldrüsen dicht über dem Bauchmark im Mesothorax. Jede Kopfdrüse stellt einen einfachen nierenförmigen Acinus dar; die Thorakaldrüsen (*Th.dr*) bestehen aus mehreren Acini. Jeder Acinus besteht meist aus mehreren Drüsenzellen mit 1 bis 2 oft gelappten Kernen. Anfangs ist das Plasma sehr feinkörnig und eosinophil, später werden die Granula gröber und basophil, schließlich verschwinden die Granula und das Plasma erhält retikuläre Struktur. Der Speicheldrüsengang verläuft von der Thorakaldrüse nach vorn und innen, vereinigt sich dann mit dem Gang der Kopfdrüse, biegt scharf nach innen und mündet gemeinsam mit dem Gang der anderen Seite in die Speichelpumpe ähnlich wie das von *Marchalina* in Abb. 16 und von *Epidiaspis* in Abb. 19 dargestellt ist.

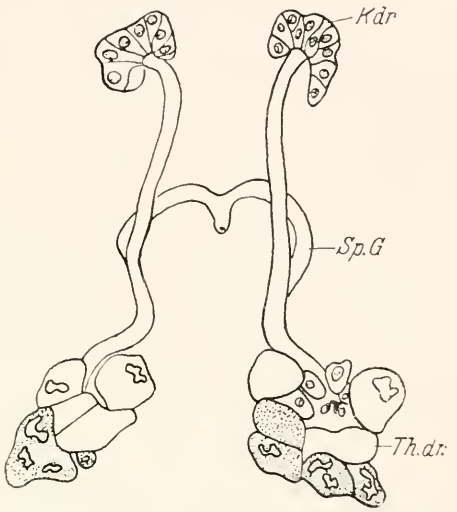


Abb. 68. Speicheldrüse von *Warajicoccus*. *Kdr* = Kopfdrüse; *Thdr* = Thoraxdrüse; *SpG* = Speichelgang. — Nach Kitao.

Als Labraldrüse bezeichnet Kitao ein unpaares Organ, das im Clypeolabrum dicht vor dem Musculus dilatator liegt. Es mündet durch einen kurzen Gang in die Mundhöhle. Das Plasma dieses Organs enthält keine Granula. Leider geht aus der Abbildung Kitaos nicht deutlich hervor, ob es sich tatsächlich um eine Speicheldrüse oder aber um ein epipharyngeales Geschmacksorgan handelt.

Die Oesophagealdrüsen liegen im Epithel des Oesophagus. Jede besteht aus einer Anzahl kleiner Drüsenzellen. Den Männchen fehlen Speicheldrüsen.

10. Zirkulationssystem

Fast allgemein wird behauptet, daß den Cocciden ein Blutgefäßsystem fehlt. Nur List (1885), Herberg (1916), Hovasse (1930), Pflugfelder (1936/37), Poisson und Pesson (1937) haben ein Dorsalgefäß festgestellt. Hovasse beschreibt bei *Marchalina* weiterhin ein dorsales und ein ventrales Diaphragma. Letzteres ist insofern schwer mit dem Ventraldiaphragma anderer Insekten zu homologisieren als es ventral vom Nervensystem liegt. Die eingehendste Bearbeitung ist die von Poisson und Pesson (Abb. 69). Darmtraktus, Geschlechtsorgane und Herz sind bei *Icerya* von einem häutigen Sack (*VS*) eingeschlossen, welcher mit der Hypodermis nur im Bereich der Vagina, des Anus, des Clypeus und des Hypopharynx in direktem Kontakt steht. Feine Fasern befestigen diesen Sack an der äußeren Epidermis. In diesem

Sack liegt im Bereich des 1. bis 4. Abdominalsegmentes das Herz (*H*), welches aus 5 Abschnitten mit lateralen Ostien besteht, hinten blind endigt und nach vorn sich in die Aorta (*Ao*) verlängert. Am Herzen sind feine Ringmuskelbündel festzustellen. Nur zwei Paar Flügelmuskel ziehen vom Herz

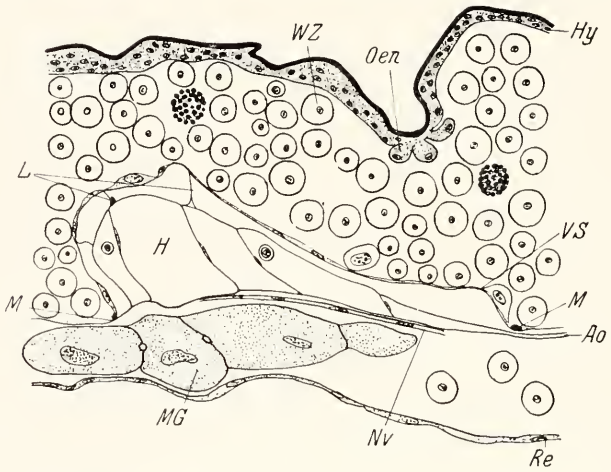


Abb. 69. Herz von *Icerya purchasi*. — *Ao* = Aorta; *H* = Herz; *Hy* = Hypodermis; *L* = Ligamente zur Aufhängung des Herzens; *MG* = Malpighisches Gefäß; *M* = Muskel; *Nv* = Nerv; *Oen* = Oenocyten; *Re* = Rectum; *VS* = Visceraler Sack; *WZ* = Wachszellen. — Nach Poisson et Pesson.

zur Hypodermis der Tergite. Dorsal ist das Herz durch feine Ligamente (*L*), an dem visceralen Sack befestigt. Ein starker Nerv (*Nv*) begleitet die Aorta und innerviert das Herz. Innerhalb des Herzens befinden sich nur wenige Blutzellen, ebenso innerhalb des visceralen Sackes.

Bei *Xylococcus* fehlt nach Oguma ein Herz, dafür ist ein Dorsalsinus mit flottierenden Blutzellen vorhanden.

11. Leibeshöhlenflüssigkeit

Nach Hovasse sind in der Leibeshöhlenflüssigkeit 5 verschiedene Zellarten festzustellen: junge Leukocyten mit Granula, Leukocyten mit großen Nukleolen, Leukocyten mit kleinen Nukleolen und Adipocyten, ferner sind Oenocyten zu finden, die häufig als Wachsbildner angesprochen werden. Als Wachszellen bezeichnen Poisson und Pesson die in großer Zahl (Abb. 69 *WZ*) zwischen Hypodermis und dem Visceralsack sich befindenden freien Zellen (cirières). Walczuch (1932) beschreibt in der Leibeshöhlenflüssigkeit von *Orthezia urticae* kuglige Zellen mit großer zentraler Vakuole, in der sich ein Paket starrer Stäbchen befindet. Zwischen diesen Zellen liegt oft eine Unmenge langer isolierter Stäbchen, die Walczuch evtl. für Vorstufen von Wachs hält, welches ja zum Aufbau der Wachsplatten in großem Umfang gebraucht wird.

12. Fettkörper

Der Fettkörper der Cocciden zeigt keine besonderen Merkmale. Zu erwähnen sind lediglich die von Walczuch im Fettkörper von *Eriococcus* gefundenen kugligen Gebilde, welche vermutlich Exkrete darstellen. Auch Oenocyten können innerhalb des Fettkörpers sich zu Exkretzellen differenzieren.

Bei *Warajicoccus* sind nach Kitao (1928) weite Räume unter dem Integument mit zahlreichen Fettzellen gefüllt. Zum Teil erscheinen diese Zellen aufgelöst, und die Fettropfen liegen dann frei im Raum.

13. Geschlechtsorgane

Bei den Cocciden bestehen drei Möglichkeiten der Geschlechtsdifferenzierung; wir haben zu unterscheiden: Weibchen, Männchen und Zwitter.

a) Weibchen

Bereits Dufour (1833) beschrieb bei *Orthezia characias* zwei Oviduete mit 10 bis 12 kurzen Ovariolen. Das Receptaculum seminis wurde von Dujardin (1852) entdeckt und von Leydig (1855) eingehender beschrieben. Von da ab waren die Ovarien der Schildläuse immer wieder Gegenstand von Untersuchungen; zu nennen sind diejenigen von List, Targioni-Tozzetti, Douglas, Fernald, Witlaczil.

Im typischen Fall bestehen die **Ovarien** aus jederseits einem Ovidukt, welchem eine wechselnde Zahl von Ovariolen traubig aufsitzt (Abb. 70*a*). Bei vielen *Monophlebinae* (Abb. 77) sind die Enden der Ovidukte verwachsen, und es entsteht so ein vollkommen geschlossener Ring. Bei den *Tachardiinae* sind die Ovidukte mehrfach dichotom verzweigt (Abb. 70*b*). Die Ovariolen sitzen zum Teil an den Verzweigungen 1. und 2. Grades, die Mehrzahl aber an den Endverästelungen.

Die **Zahl der** den Ovidukten aufsitzenden **Ovariolen** ist bei den einzelnen Arten sehr verschieden: Bei *Orthezia characias* beträgt sie 10 bis 12, bei *Aspidiotus* nach Witlaczil 15 bis 20, bei *Pseudococcus* nach Berlese gegen 100.

Bereits List hat den **Aufbau der Ovariolen** aus Nähr- und Eikammer richtig beschrieben. Speziell auf die Eibildung gerichtete Untersuchungen hat erstmals Emeis (1916) durchgeführt. Im Zusammenhang mit embryologischen Studien hat Shinji (1920) die Eibildung von *Icerya* untersucht. Der Grundbauplan der Ovariolen ist bei allen Coccidеn-Weibchen derselbe. Stets sind die Ovariolen nach dem acrotrophen Typus gebaut. Sie enthalten in der distalen Nährkammer bei den meisten Arten 3, bei *Eriococcus* (nach Herberg) 4 bis 6, bei *Icerya* (Shinji) 5 bis 7, bei *Pseudococcus* 7 Nährzellen, welche nach Hughes und Schrader abortive Eizellen darstellen. Das proximal davon gelegene Eifach umschließt nur eine einzige Eizelle. Der Entwicklungszustand der einzelnen Ovariolen ist sehr verschieden (Abb. 70*a*). Während sich die älteren Stadien ungleich weit über die Oberfläche erheben, liegen die jüngsten Eizellen noch im epithelialen Verband der Ovidukte. Im Vergleich zu den meisten anderen Insekten müssen diese Verhältnisse als

durchaus atypisch betrachtet werden. Nie kommt es zur Ausbildung von echten Eiröhren, sondern stets nur zur Knospung von Ovariolen mit einer einzigen Eizelle (Berlese hat Ovarien ohne echte Eiröhren als „ovari dieroi-

Abb. 70. *a* Weibliche Geschlechtsorgane von *Cryptococcus fagi*. — *Ez* = Eizellen; *Nz* = Nährzellen; *Od* = Ovidukt; *Ov* = Ovariolen; *R.s* = Receptaculum seminis; *V* = Vagina. — Nach Emeis. *b* von *Laccifer lacca*; *Ak* = Analkegel; *Gö* = Geschlechtsöffnung; *Rs* = Receptaculum seminis; *Od* = Ovidukt; *Ov* = Ovariolen; *Vag* = Vagina. — Nach Misra.

stici" zusammengefaßt, ohne allerdings zu berücksichtigen, daß es sich dabei im einzelnen um recht heterogene Bildungen handelt).

Ein hinter der Vereinigungsstelle der beiden Ovidukte in die unpaare Vagina einmündendes **Receptaculum seminis** wurde bei den meisten Arten festgestellt. Bei *Marchalina* ist es nach Hovasse nur schwach entwickelt; das ist nach seiner Ansicht auf das Fehlen der Männchen zurückzuführen.

Nach einer Reihe von Autoren münden in den distalen Teil der **Vagina** Vaginaldrüsen ein. Nach Putnam beträgt ihre Zahl 2, nach Berlese und Herberg 4. Bei *Eriococcus* (Abb. 71) ist die Vagina durch eine lange, ringförmige Verdickung, welche in der Mitte kegelförmig vorragt, stark verengt. Hinter dieser Verengung münden 4 Drüsen (*Vdr*) ein. Bei *Margarodes* tritt

neben den paarigen Vaginaldrüsen noch eine unpaare Drüse auf; bei *Marchalina* sind nach Hovasse (1930) in die mittlere Region der Vagina Drüsenzellen eingelagert. Der chitinöse Gang beginnt mit einer blasenförmigen Erweiterung, welche von radiären Plasmastrahlen umgeben ist, innerhalb der Drüsenzelle (Abb. 72). Die Ausführgänge mehrerer Drüsenzellen vereinigen sich. Von *Dactylopius* bildet Berlese ungestielte Plattendrüsen dicht vor der Geschlechtsöffnung ab (Abb. 73 *Dr*). Bei *Warajicoccus* münden nach Kitao (1928) zahlreiche große einzellige Drüsen in den distalen Teil der Vagina ein, er bezeichnet sie als accessorische Drüsen. Außerdem bildet Kitao Drüsen ab, die denjenigen von *Marchalina* gleichen (Abb. 72).

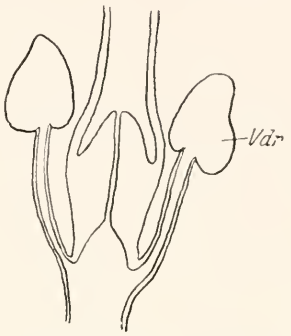


Abb. 71. Einmündung der Vaginaldrüsen in die Vagina bei *Eriopeltis*. — Nach Herberg.

Die Vagina besitzt im übrigen eine dicke Intima, welcher Chitinborsten aufsitzen können (Abb. 73). Das Epithel wird umgeben von innerer Längs- und äußerer Ringmuskulatur.

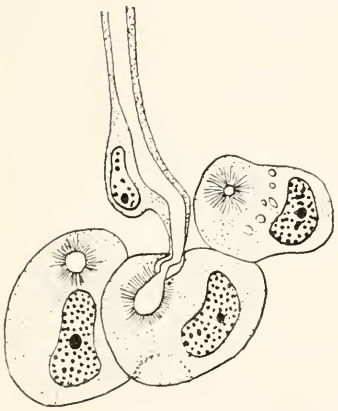


Abb. 72

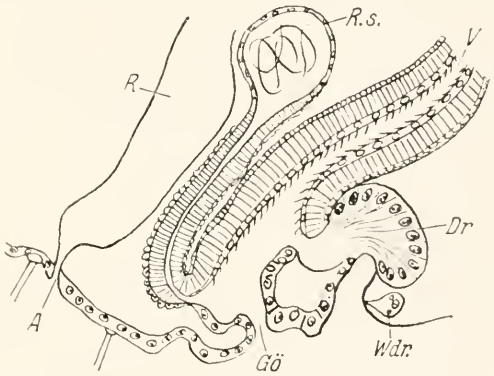


Abb. 73

Abb. 72. *Marchalina hellenica*, Vaginaldrüse. — Nach Hovasse.

Abb. 73. Geschlechtsöffnung von *Dactylopius citri*; *A* = After; *Dr* = Vaginaldrüse; *Gö* = Geschlechtsöffnung; *R* = Rectum; *R.s.* = Receptaculum seminis; *V* = Vagina; *Wdr* = Wachsdrüse. — Nach Berlese.

Die **Entwicklung der Geschlechtsorgane** hat Herberg bei *Eriococcus* untersucht: Nach der Umrollung des Keimstreifs (Abb. 2) liegen die Geschlechtszellen am Hinterende des Embryo. Dann streckt sich die Geschlechtsanlage und bildet eine ziemlich lange Platte, die sich vorn in 2 Zipfel spaltet (Abb. 74*a*). Auf dem 2. Stadium ist die Anlage H-förmig. Von den hinteren Enden entspringen die Ovidukte, die sich zur Vagina vereinigen. Die Ovidukte wachsen dann bis zum Vorderende der Ovarien. Die Ovarialbrücke wird von einer Oviduktbrücke durchsetzt. Bald legen sich

das Receptaculum seminis und dahinter wirtelförmig die 4 Vaginaldrüsen (*Vdr*) an (Abb. 71 u. 74*b* u. *c*).

b) Männchen

Die **Hoden** nehmen einen großen Teil der Leibeshöhle ein, sie reichen bis in den Metathorax (Abb. 75). Manchmal sind die hinteren Enden der Hoden zu je einer Vesicula seminalis angeschwollen (Abb. 76). Diese gehen im 4. oder 5. Abdominalsegment in die Vasa deferentia über, die sich zu einem gemeinsamen Ductus ejaculatorius vereinigen (*D.e*). Anhangsdrüsen scheinen stets zu fehlen. Der Geschlechtsapparat von *Xylococcus abni* ist nach Oguma insofern abweichend gebaut, als sich die beiden Hoden zu einem zylindrischen Gebilde zusammengelegt haben und von einem Skrotalsack mit Ringmuskulatur umschlossen sind. Die Vesicula seminalis befindet sich an der Vereinigungsstelle der beiden Hodenschläuche.

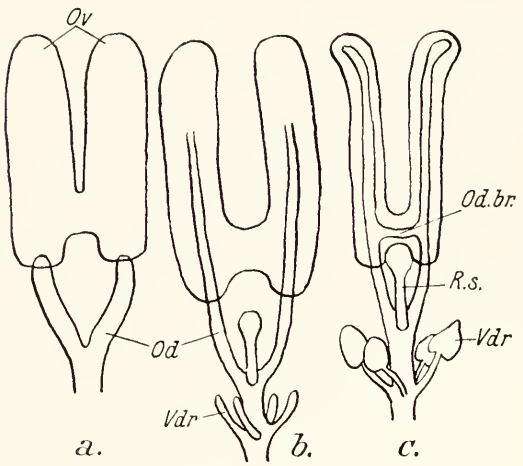


Abb. 74. *Eriopeltis*. Entwicklung der weiblichen Geschlechtsorgane. — *Od* = Ovidukt; *Od.br* = Oviduktbrücke; *R.s* = Receptaculum seminis; *V.dr* = Vaginaldrüsen. — Nach Herberg.

Hinsichtlich des männlichen **Begattungsorgans**, das einer gründlichen vergleichenden Untersuchung bedarf, sind die Bezeichnungen verschieden. Die Mehrzahl der Autoren bezeichnet den stilettförmigen stark chitinisierten Anhang des Körperendes (z. B. *Lecaniinae*, *Diaspidinae*) als Penis, nach Šulc entspricht dieser Anhang aber dem langausgezogenen 9. Abdominalsegment. Bei *Aspidiotus* besteht der Penis aus zwei übereinanderliegenden Anhängen. Die morphologische Bedeutung dieser Gebilde ist indessen noch nicht ganz klar. Als Penis bezeichnet Šulc lediglich den dünnwandigen vorstülpbaren hintersten Teil des Ductus ejaculatorius (Abb. 29 *P*). Diese Auffassung kommt auch in der Darstellung von Oguma zum Ausdruck: In der Vesicula seminalis befindet sich bei *Xylococcus* ein beträchtlich langer verknäuelter Penis, der aus 2 Schichten besteht, einem inneren Epithel mit haarähnlichen Fortsätzen auf jeder Zelle und einer äußeren Ringmuskelschicht mit wenigen Längsmuskelbündeln. Bei der Begattung stülpt sich der Penis um, so daß das behaarte Epithel außen zu liegen kommt. Als echten Penis bezeichnet auch Weber das schwellbare, weiche, oft mit Haargebilden besetzte Kopulationsorgan, wie es z. B. bei den *Monophlebinae* und *Coccinae* auftritt.

c) Zwitter

Pierantoni beschrieb bei *Icerya purchasi* drei verschiedene Nymphentypen: Weibchen, Männchen und Zwitter. Demgegenüber stellte Hughes-Schrader (1925) fest, daß es keine reine Weibchen gibt, sondern nur proterandrische Zwitter und Männchen, welche bereits nach der 2. Häutung deutlich voneinander zu unterscheiden sind. Die Morphologie der zwittrigen Gonade haben Johnston (1912), Pierantoni (1912) und Hughes-Schrader

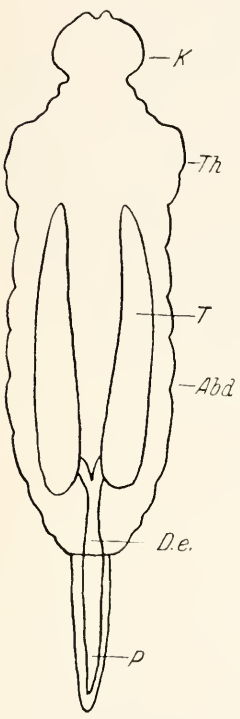


Abb. 75

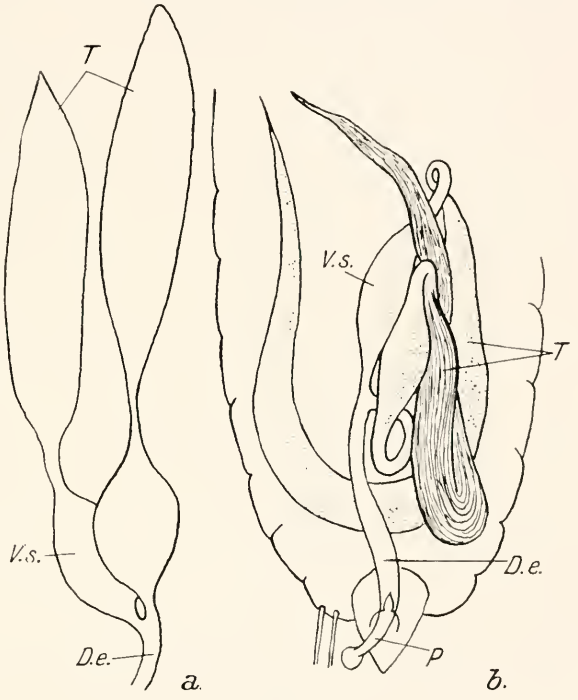


Abb. 76

Abb. 75. *Laccifer lacca*. Topographie der männlichen Geschlechtsorgane. — *Abd* = Abdomen; *D.e* = Ductus ejaculatorius; *K* = Kopf; *P* = Penis; *T* = Testis; *Th* = Thorax. — Nach Misra.

Abb. 76. *Dactylopius citri*. Männliche Geschlechtsorgane. — *a* Nymphe; *b* Imago; *De* = Ductus ejaculatorius; *P* = Penis; *T* = Testis; *V.s* = Vesicula seminalis. — Nach Berlese.

(1925) zur Darstellung gebracht. Nach Hughes-Schrader hat die Gonade Hufeisengestalt (Abb. 77), die beiden Arme laufen postero-ventral bis zur Region der Geschlechtsöffnung, biegen dann nach dorsal um und vereinigen sich zur Vagina, die mit scharfem Knick postero-ventral verläuft. Eine Spermatheka fehlt (Johnston beschreibt bei der Kalifornischen *Icerya purchasi* eine solche).

Während des 2. bis 3. Stadiums wachsen gewisse Zellen über die Oberfläche der vorderen Gonadenpartie hinaus. Jede dieser Zellen teilt sich dreimal, 7 der Tochterzellen werden zu Nährzellen, die 8. zur Oocyte. Die Sperma-

togonien liegen mehr zentral (Abb. 78), je 8 Spermatogonien bilden eine Cyste. Die Spermatogenese geht der Oogenese voran. Nicht der ganze Zentralteil differenziert sich zu Spermien; aus Zonen indifferenter Zellen können sich während der ganzen männlichen Phase Eifollikel bilden.

Wenn die Eier herangewachsen sind, stehen die Follikel in offener Verbindung mit dem Ovidukt. Die Befruchtung kann daher noch im Follikel erfolgen.

Abb. 77

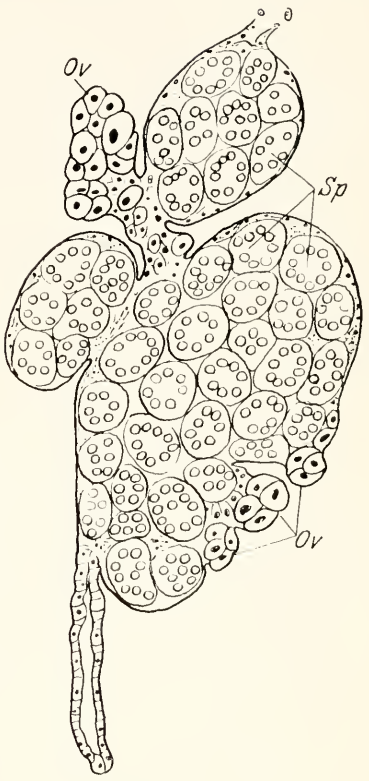


Abb. 78

Abb. 77. Zwittrige Gonade von *Icerya purchasi*. — *Ov* = Ovariolen; *V* = Vagina. — Nach Hughes-Schrader.

Abb. 78. Zwittrige Gonade von *Icerya purchasi*. — *Ov* = Ovariolen; *Sp* = Cysten mit Spermatocyten. — Nach Hughes-Schrader.

14. Cytologie der Keimzellen

Die Cytologie der Keimzellbildung, welche vor allem von Hughes, Schrader und Thomsen untersucht wurde, bietet eine Reihe von interessanten Besonderheiten. Diese Vielfältigkeit der Erscheinungen wird dadurch bedingt, daß die Fortpflanzung bisexuell oder parthenogenetisch, oder bei derselben Art auf beide Weise erfolgen kann. Folgende Fälle wurden sorgfältig analysiert:

1. *Pseudococcus citri* (Schrader 1921, 1923)

Unbefruchtete Weibchen legen keine Eier ab. Die Chromosomenzahl beträgt $2n = 10$, $n = 5$. Es treten 2 verschiedene Spermien auf mit je 5 Chromosomen (siehe weiter unten).

a) **Oogenese:** Durch zwei Reifeteilungen wird die Zahl der Chromosomen auf 5 reduziert, der 1. Richtungskörper hat 10, der zweite 5 Chromosomen. Beide Richtungskörper vereinigen sich. Bei der folgenden Mitose erhält jede Tochterzelle 15 Chromosomen. Späterhin unterbleibt oft die Plasmateilung, oder multiple Spindeln treten auf. Es entstehen so Riesenzellen, welche später zu Mycetomzellen werden.

b) **Spermatogenese:** Die Spermatocyten I lassen dichtes und lockeres Chromatin unterscheiden. Sowohl das dichte als auch das lockere Chromatin bildet je 5 Chromosomen, welche je einen Längsspalt aufweisen. Jede Tochterzelle erhält 10 Chromosomen. Bei der 2. Reifeteilung werden wieder 2 Gruppen von je 5 Chromosomen gebildet, die beiden Gruppen weichen auseinander, eine Plasmateilung unterbleibt. Es kommt so zur Bildung von Doppelspermatiden, aus welchen je zwei Spermatozoen hervorgehen. Die aus dem dichten Plasma hervorgehenden Chromosomen tragen X-Chromatin, die aus dem lockeren Chromatin entstandenen sind nach SCHRADER Autosomen oder y-Chromosomen. Demnach: Weibchen = 10 x, Männchen 5 x + 5 y.

2. *Gossyparia spuria* (Schrader 1929)

Die Zahl der Chromosomen beträgt bei beiden Geschlechtern 2 n = 28, n = 14.

a) **Oogenese:** Bei der 1. Reifeteilung gehen 28 Dyaden, bei der 2. Reifeteilung 14 Chromosomen zu jedem Pol.

b) **Spermatogenese:** Im Kern der Spermatocyte I treten 7 Chromatinballen auf, während das lockere Chromatin 14 Chromosomen bildet. Etwas später bilden die 7 Ballen 7 gepaarte Chromosomen. Dann kommt es zur Äquationsteilung. Bei der 2. Reifeteilung ordnet sich das lockere Chromatin nicht zur Metaphasenplatte an, die Spindeln setzen nur an den aus dichtem Chromatin hervorgegangenen Chromosomen an, welche alle zu einem Pol wandern, während die anderen Chromosomen halbaufgelöst zum anderen Pol rücken. Eine Plasmateilung unterbleibt. Nur die die normalen Chromosomen enthaltenden Spermatiden entwickeln sich, die anderen degenerieren. Es gibt so nur eine Art von Samenzellen. Die befruchteten Eier sind demnach genetisch weiblich. Bereits auf dem Blastodermstadium tritt aber bei den männlichen Embryonen Heteropyknose auf. Wodurch diese bedingt ist, ist unbekannt, vielleicht durch Umweltwirkung. Die Möglichkeit einer Geschlechtsumkehr erwähnt auch MAHDIHASSAN (1930) von *Lakshadia communis*.

3. *Protortonia primitiva* (Schrader 1930)

Die Chromosomenzahl des Weibchens ist 2 n = 6, die des Männchens 2 n = 5.

a) **Die Oogenese** bietet keine Besonderheiten.

b) **Spermatogenese** (Abb. 79): Nach Beendigung der letzten Spermatogonienteilung bilden sich im Kern 4 Karyomeren: eine großes, in welchem der

Nucleolus liegt, 2 mittlere und 1 kleines (*a*). In der größten Blase entstehen 4 Chromatinballen, in den übrigen je 2, zusammen also 10 (*b*). Da der Diploidsatz 2 n = 5 ist, handelt es sich um Chromosomenhälften, die also nicht durch Längsspaltung entstehen, sondern unabhängig angelegt werden. Die Chromosomenhälften ordnen sich reihenförmig an (*b*). Während die Autosomen sich berühren, kommen die Heterochromosomen (*b*, rechts) nicht in Kontakt. Bei der 1. Reifeteilung (*c* und *d*) gehen 5 Chromosomen zu jedem Pol.

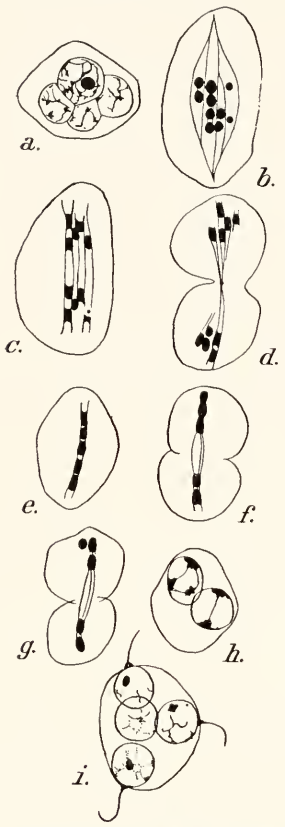


Abb. 79. *Protortonia primitiva*. Spermatogenese. Erkl. im Text. — Nach Schrader 1913.

Bei der 2. Reifeteilung ordnen sich die 5 Chromosomen in gerader Linie an (*e*), 3 rücken zum einen, 2 zum anderen Pol. Die beiden Tochterzellen vereinigen sich (*h*). Dann erfolgt eine Verschmelzung von je zwei solchen zweikernigen Zellen. Innerhalb dieser 4kernigen Zelle kommt es zur Spermatiden- und Spermienbildung (*i*). Es entstehen somit 2 verschiedene Spermien, solche mit n = 3 und solche mit n = 2 Chromosomen.

4. *Icerya purchasi* (Hughes-Schrader 1925 und Schrader 1926)

Die Eier von *Icerya* sind ebenfalls befruchtungsbedürftig. Die Zahl der Chromosomen beträgt bei den Weibchen 2 n = 4, n = 2, die Männchen sind haploid, n = 2.

a) **Oogenese:** Bei der 1. Reifeteilung treten 2 Tetraden auf. Während dieser Teilung gehen 2 Dyaden nach jeder Seite. Bei der 2. Reifeteilung wandern 2 Chromosomen zu jedem Pol.

b) **Spermatogenese** (Abb. 80). Die Männchen sind haploid. Bei der einzigen Reifeteilung treten nur 2 Chromosomen mit feinem Längsspalt auf (*a*). Es folgt eine Äquationsteilung (*c*, *d*), die Plasmateilung unterbleibt. Es entstehen so 2kernige Zellen, aus welchen sich je 2 Spermien entwickeln (*e*—*g*).

Bei der Befruchtung findet stets Polyspermie statt, es bilden sich zahlreiche männliche Vorkerne. Nur einer aber vereinigt sich mit dem weiblichen Vorkern. Aus unbefruchteten Eiern entwickeln sich die haploiden Männchen. Es erfolgt teils Selbst-, teils Fremdbefruchtung durch Männchen.

5. *Lecanium hesperidum* (Thomsen 1927, 1929)

Bei *Lecanium hesperidum* gibt es eine rein parthenogenetische und eine bisexuell-parthenogenetische Rasse.

Die Zahl der Chromosomen beträgt beim Weibchen 2 n = 14 x, beim Männchen 7 x + 7 y.

a) **Oogenese:**

α) Rein parthenogenetische Rasse: Die einzige Reifeteilung ist eine Äquationsteilung, es ist weder ein Synapsisstadium noch Tetradenbildung festzustellen. Die Chromosomenzahl der Embryonen beträgt 14.

β) Bisexuell-parthenogenetische Rasse: Bei der 1. Reifeteilung sind während der Anaphase 7 Dyaden festzustellen. Im 1. Richtungskörper teilen sich die 7 Dyaden in je 2 Chromosomen. Anschließend erfolgt die Teilung des 1. Richtungskörpers in zwei Zellen mit je 7 Chromosomen.

Bei der Metaphase der 2. Reifeteilung sieht man 7 wurstförmige Chromosomen, die durch Vereinigung von je 1 Chromosomenpaar entstanden sind. Zu jedem Pol wandern 7 Chromosomen. Zu einer Befruchtung kommt es selten, meist geschieht folgendes: Der Eikern sinkt in die Tiefe, ebenso der 2. Richtungskörperkern, beide vereinigen sich, der Embryo besitzt daher den diploiden Chromosomensatz.

b) **Spermatogenese:** Bei der 1. Reifeteilung treten 2 Gruppen von Chromosomen auf, die eine Hälfte ist zu einem Klumpen zusammengelagert, die andere Hälfte liegt frei. Es kommt zu einer typischen Äquationsteilung. Bei der 2. Reifeteilung geht die eine, verklumpte Hälfte der Chromosomen zum einen Pol, die freien Chromosomen zum anderen Pol. Es kommt zur Bildung von 2 verschiedenen Spermien.

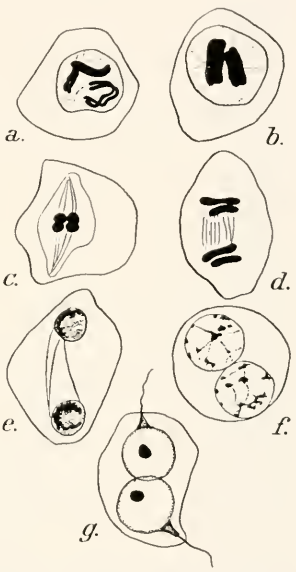


Abb. 80. Spermatogenese von *Icerya purchasi*. — Nach Schrader 1926. Erklärung im Text.

Die differenzierte Fortpflanzungsbereitschaft bei *Lecanium*-Arten, bei welchen die Möglichkeit aber nicht die Notwendigkeit der Befruchtung besteht, bezeichnet Thiem als Pleiosozontie (= Mehrfacherhaltung), da sowohl fakultative als auch obligatorische Thelytokie auftreten kann. Bei vielen Arten waren Männchen lange Zeit unbekannt, die Zahl dieser Arten wird aber immer geringer. Bei zahlreichen Arten wurde obligatorische Amphimixis festgestellt, so bei *Pseudococcus citri*, *Chionaspis salicis*, *Chrysomphalus aurantii*. Bei *Pseudococcus* hat Schrader festgestellt, daß jungfräuliche Tiere keine Eier ablegen.

V. Biologie der Fortpflanzung

1. Kopulation

Die Begattung wurde nur bei wenigen Arten beobachtet, da sie in Gefangenschaft nur selten stattfindet. Beim Aufsuchen der Weibchen scheint

dem Geruchsinn eine wichtige Rolle zuzukommen. Nach Schumacher fanden die Männchen von *Margarodes polonicus* die in einem Rucksack untergebrachten Weibchen, obwohl dieselben von außen nicht zu sehen waren. Das Männchen von *Tachardia lacca* betreibt nach Misra eine Art Gattenwahl, da es nicht jedes Weibchen, dem es begegnet, begattet. Bringt man ein Weibchen in die Nähe des Männchens, so bewegt letzteres seine Halteren heftig, die Flügel dagegen bleiben bewegungslos. Die Begattung erfolgt stets vom Rücken her. Bei *Tachardia lacca* (Abb. 81) hält sich das Männchen mit seinen Hinterbeinen an der Vorwölbung des Analtuberkels, die 2. Extremität krallt sich auf der Wachszelle ein. Während der Begattung werden kräftige Bewegungen ausgeführt. Sie dauert nur 10 bis 20 Sekunden, bei *Rhizoecus coffeae* (Bünzli) 5 bis 20 Sekunden, bei *Ceroputo* (Fullaway) 10 bis 15 Sekunden, bei *Physokermes* (Moulton) 10 bis 20 Sekunden, bei *Pseudococcus* (Schrader) 37 bis 50 Minuten, bei *Orthezia* (Sikes) $1^1/_2$ Stunde, bei *Icerya* und *Protortonia* (Schrader) kopulieren Männchen und Weibchen mehrmals. Bei *Xylococcus alni* erfolgt nach Oguma die Begattung in den Morgenstunden, am anderen Morgen kann das Weibchen von einem anderen Männchen nochmals begattet werden. Die Weibchen strecken bei der Begattung nur ihre hintersten 3 bis 4 Segmente heraus[1], die Begattung dauert einige Minuten. Bei *Pseudococcus citri* befruchtet 1 Männchen bis 23 Weibchen, bei *P. longispinus* bis 20 Weibchen. Bei vielen Arten nimmt das Weibchen auch während der Begattung Nahrung auf. Die Lebensdauer der Männchen ist sehr kurz: *Xylococcus alni* (Oguma) 1 Tag, *Tachardia lacca* geflügelte Männchen 92 bis 144 Stunden, flügellose Männchen 44 bis 94 Stunden. Bei *Orthezia urtica* stellte Sikes fest, daß die Begattung am 3. Tag nach dem Schlüpfen des Männchens erfolgte und daß das Männchen mehrmals mit demselben Weibchen kopulierte.

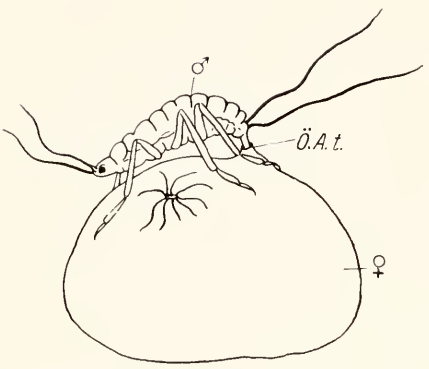


Abb. 81. *Laccifer lacca* Kopulation. — *Ö.A.t.* = Öffnung des Analtuberculum. — Nach Misra.

2. Brutpflege

Zum Schutze der Nachkommenschaft besteht bei den Coccidenen eine ganze Reihe verschiedenartiger Einrichtungen.

a) Zunächst bedeutet Viviparie bzw. die weitverbreitete Ovoviviparie einen weitgehenden Schutz durch das lange Verbleiben der jungen Generation innerhalb der mütterlichen Geschlechtsorgane; bei *Xylococcus* werden die Eier erst durch den Tod des Weibchens frei.

[1] Vgl. S. 78.

b) Bei manchen Monophlebinen tritt ein Marsupium auf durch Invagination der die Geschlechtsöffnung umgebenden Teile: z. B. bei *Aspidoproctus*, *Labioproctus*, *Pseudaspidoproctus*, *Steatococcus* (Abb. 85*c*).

c) Bei vielen Arten übernehmen äußere Teile des Körpers den Schutz der Eier. So wölbst sich bei *Lecanium corni* die ganze Bauchfläche, nur der Rand des Körpers bleibt mit der Unterlage in Verbindung. Bei *Lecanium oleae*

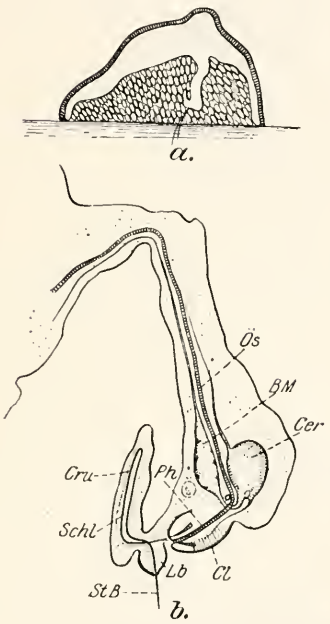


Abb. 82

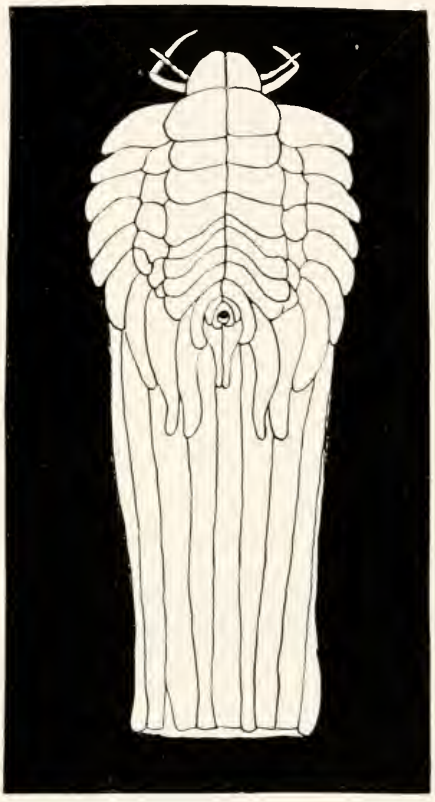


Abb. 83

Abb. 82. *Lecanium oleae a* Brutraumbildung; *b* Kopfteil stärker vergrößert. — *Bm* = Bauchmark; *Cer* = Cerebralganglion; *Cl* = Clypeus; *Cru* = Crumena; *Ös* = Oesophagus; *Ph* = Pharynx; *Schl* = Schleife des Borstenbündels (*StB*). — Nach Berlese.

Abb. 83. *Orthezia urticae*-Weibchen mit Brutsack. — Nach Sikes.

(Abb. 82 u. 85*c*) stülpt sich die Kopfpartie weit in den Brutraum hinein, und das Labium bleibt so in Berührung mit der Unterlage. Bei *Lecanium hesperidum* (*d*) bildet sich dadurch ein Brutraum, daß sich nur ein Teil der Ventralseite des Tieres hochwölbt. Bei *Kermes* und *Physokermes* schließen sich die Körperränder fast ganz zur Bildung des Brutraumes zusammen, so daß ein kugliges Gebilde entsteht. Oft bildet noch das tote Weibchen die Schutzdecke über den Embryonen (*Lecanium*, *Kermes*, manche Monophlebinen).

d) Zahlreich sind die Fälle, wo Sekrete den Schutz übernehmen. Bei *Orthezia* (Abb. 83) und *Icerya* (Abb. 89) werden Eisäcke durch circumgenitale

Drüsen gebildet, welche bei *Orthezia* Wachsplatten, bei *Icerya* Wachsfäden sezernieren. Bei *Hemaspidoproctus* tritt zu dem Eisack noch eine Bruttasche.

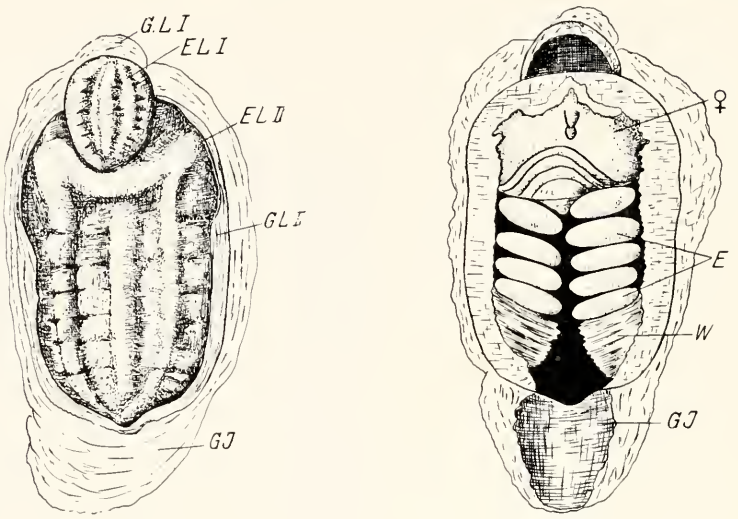


Abb. 84. Schild und Brutraum von *Parlatoria zizyphi*. — *a* Dorsal-; *b* Ventralansicht. — *E* = Eier; *EL I.* u. *II.* = Exuvie der I. und II. Larve; *GL I.* u. *II* = Gespinst der I. und II. Larve; *GJ* = Gespinst der Imago; *W* = Wachs. — Nach Berlese.

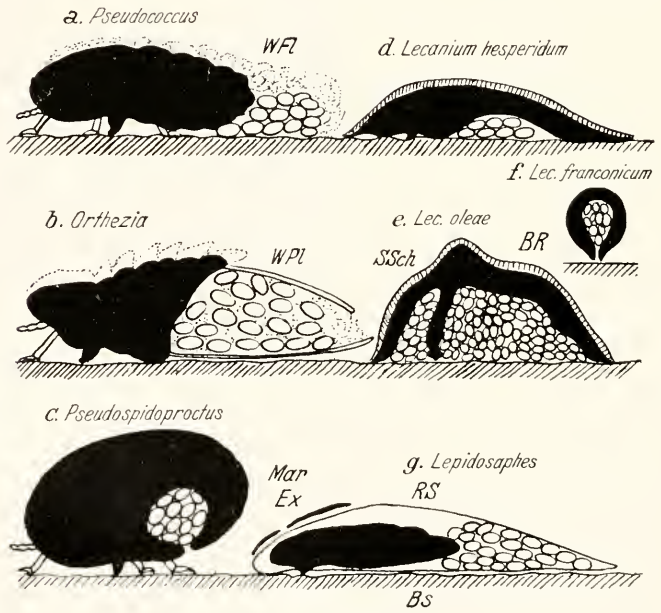


Abb. 85. Schematische Längsschnitte durch den Körper (schwarz), die Gelege und die Hüllen verschiedener Coccidenweibchen. — *f* Querschnitt; *Br* = Brutraum; *Bs* = Bauchschild; *Ex* = Larvenexuvien; *Mar* = Marsupium; *Rs* = Rückenschild; *SSch* = Sekretschicht; *WFl* = Wachsflaum; *WPL* = Wachsplatten (Eiersack). — Nach Weber.

Bei den Lackinsekten entsteht nach Pratap Singh Negi der Brutraum so, daß ein Teil der Oberfläche des Körpers durch besondere Muskeln von der Lackzelle abgehoben wird. Bei *Eriopeltis* wird das Tier in seinem Seidenkokon in dem Maß nach vorne geschoben, wie die Eier (700 bis 1500 Stück) abgelegt werden. Bei den Diaspidinen finden die Eier unter dem teils aus Wachs, teils aus „Seide" bestehenden Schild, welchem außerdem die Larvalexuvien eingelagert sind, Schutz. Bei *Diaspis pentagona* liegen die ca. 140 Eier regellos unter dem hinteren Teil des Schildes. Bei *Parlatoria* (Abb. 84*a* und *b*) ist die Anordnung der wenigen Eier sehr regelmäßig. Zur Abdichtung der Kokons wird bei den Diapidinen der dickflüssige, gummilackartige Kot verwandt.

Bei *Pseudococcus* werden die Eier lediglich durch flockige Wachsmassen bedeckt. *Drosicha* (*Monophlebinae*) legt ihre Eier in Wachs gehüllt unter abgefallenen Blättern oder loser Erde ab.

Soweit Eisäcke oder Bruträume vorkommen (Abb. 85), werden die Eier durch feine Wachsflöckchen voneinander getrennt, bei *Lecanium* durch leere Eihüllen bzw. Larvenhüllen (Dingler 1924). Bei *Eriopeltis* werden die Eier durch Sekret von Kittdrüsen der Vaginalwandung zusammengekittet.

3. Zahl der Nachkommen

Die Zahl der Nachkommen ist bei den verschiedenen Arten und einzelnen Individuen sehr verschieden. Sorgfältige Zählungen hat nur James an *Pseudococcus* angestellt: *P. citri* 38 bis 404, *maritimus* 8 bis 189, *longispinus* 32 bis 398, *gahani* 57 bis 406, *peregrinus* 54 bis 306 Nachkommen. Nach anderen Autoren beträgt die Zahl der Eier bei *Orthezia urticae* 60 bis 80, bei *Diaspis pentagona* 140, bei *Lecanium hemisphaericum* 600, bei *Tachardia lacca* 3 bis 500, bei *Eriopeltis* 700 bis 1500, bei *Eulecanium corni* 1 bis 2000, bei *Aspidoproctus pertinax* 6000. Nach Bodenheimer ist bei *Chrysomphalus aurantii* die Zahl der Nachkommen an verschiedenen Pflanzenteilen von *Citrus* recht verschieden: An Blättern durchschnittlich 18,8, an Zweigen 39,7, an Früchten 18,8 Eier pro Weibchen.

Auch die Wirtspflanze ist von Einfluß: auf *Citrus* hat *Icerya purchasi* durchschnittlich 180 Eier, auf *Spartium junceum* nur 128. Ferner ist der Boden, auf welchem die Pflanze wächst, von Bedeutung: *Pseudococcus lilacinus* wird dem Kaffee nur auf saurem Boden schädlich.

Nach Thiem (1933) gehen 98% der Jungläuse von *Eulecanium corni* zugrunde.

4. Zahlenverhältnis der Geschlechter

Das Zahlenverhältnis von Weibchen: Männchen wechselt außerordentlich. Von vielen Arten sind die Männchen noch unbekannt. Bei *Phenacoccus aceris*, *Eriopeltis festucae*, *Lecanium hemisphaericum* (nach Schrader allerdings bis 20,1%) treten Männchen nur vereinzelt auf, bei anderen Arten sind sie leicht zu finden, so bei *Lepidosaphes ulmi*, *Physokermes coryli*, *Gossyparia ulmi*, *Aulacaspis rosae*, *Orthezia urticae*, *Protortonia primitiva*. Bei *Chionaspis*

salicis sind die Männchen sogar meist zahlreicher als die Weibchen. Die bisexuelle Rasse von *Aspidiotus nerii* erzeugt nach Gabritschevsky bis 70% Männchen. Bei anderen Arten wechselt die Sexualproportion von Jahr zu Jahr, von Landschaft zu Landschaft, von Pflanze zu Pflanze, so bei *Sphaerolecanium prunastri*. Bei *Icerya purchasi* waren unter 4431 Tieren nur 0,99% Männchen, ein einziges Ausnahmeweibchen erzeugte aber 117 Männchen und 16 Weibchen. Bei *Lakshadia communis* treten nach Mahdihassan bei der Sommergeneration Männchen und Weibchen im Verhältnis 1 : 7 auf, bei der Wintergeneration aber nur geflügelte Männchen und keine Weibchen. Nach Thiem (1933) überwiegen bei *Eulecanium corni* in der Gegend von Naumburg die Weibchen in wechselnden Verhältnissen (76,4 ± 0,2%), bei Arnstadt in den Vorbergen des Thüringer Waldes erhöht sich der Prozentsatz auf 99,3 ± 0,2 und im Thüringer Wald treten bei 500 bis 700 m Höhe keine Männchen mehr auf.

Thiem nimmt an, daß die schwankende Ausbildung von Männchen durch die Witterung und die auffallend schwache Vitalität des männlichen Geschlechts bestimmt ist. Bei den auch parthenogenetisch sich fortpflanzenden Arten ist aber mitunter eine Beurteilung des wechselnden Zahlenverhältnisses der Geschlechter recht schwer. Oft handelt es sich um Stämme und Rassen einer Art, die sich hinsichtlich ihrer Fortpflanzung recht verschieden verhalten können, ohne daß morphologische Unterschiede festzustellen sind. So treten bei *Lepidosaphes ulmi* nach Suter zwei Rassen auf, von denen die eine auf Obstbäumen, die andere auf Buchen lebt. Erstere ist konstant thelytok, d. h. Männchen treten nicht auf, und die unbefruchtet sich entwickelnden Eier entwickeln sich alle zu Weibchen. Die Buchenrasse ist dagegen stets zweigeschlechtlich. Bei anderen Arten, z. B. *Lecanium corni*, liegt nach Thiem eine Doppelbereitschaft (Pleiosozontie, s. S. 69) zu ein- oder zweigeschlechtlicher Fortpflanzung vor. Je nach den Umweltverhältnissen wird die eine oder die andere Fortpflanzungsart angewandt. Als fakultativ arrhenotok sind manche Arten von Monophlebinen zu bezeichnen (vgl. S. 68): befruchtete Eier entwickeln sich zu Weibchen, unbefruchtete zu haploiden Männchen. Bei *Icerya purchasi* gibt es nach Hughes-Schrader keine reine Weibchen (s. S. 65), sondern nur Zwitter und ganz wenige Männchen. Gerade diese Fälle zeigen eindringlich, wie notwendig zur Beurteilung der hier vorliegenden Fragen eine genaue Kenntnis der Histologie und Cytologie ist.

Umfangreiche Zählungen hat James bei *Pseudococcus* durchgeführt: Auf 100 Weibchen kommen bei

P. citri	101,62	± 1,54	Männchen	(bei	11413	Nachkommen)
P. maritimus	59,65	± 9,39	,,	,,	4630	,,
P. gahani	43,025	± 2,28	,,	,,	12092	,,
P. longispinus	19,28	± 2,27	,,	,,	4084	,,
P. peregrinus	37,01	± 7,906	,,	,,	3946	,,

Verzögerte Befruchtung erhöht nach James bei *Pseudococcus* die Zahl der Männchen.

Man erhält

bei 6 Wochen Verzögerung auf 100 ♀: 180,89 ± 6,2 ♂
„ 8 „ „ „ 100 ♀: 327,4 ± 11,63 ♂
„ 10 „ „ „ 100 ♀: 991,091 ± 460,5 ♂.

5. Zahl der jährlichen Generationen

Die meisten Arten gemäßigter Zonen haben jährlich nur 1 Generation. Nur wenige Arten überdauern den Winter als Imago. Die Überwinterung findet meist auf jungem Larvenstadium statt, die Diapause ist erblich fixiert. *Lecanium*-Arten überwintern auf dem 2., *Orthezia*-Arten auf dem 2. oder 3. Stadium. Bei *Lepidosaphes ulmi* verharren die Eier 10 Monate auf embryonalem Stadium. Auch *Eriopeltis* überdauert den Winter im Ei. Tropische Arten sind zumeist nicht an bestimmte Perioden gebunden.

1 Generation pro Jahr haben die meisten *Lecanium*-Arten und die *Margarodinae*, *Eriococcus*, *Kermes*; 2 Generationen: *Ceroplastes floridensis* und *C. rusci*, *Filippia oleae*; 3 Generationen: *Asterolecanium*, *Aspidiotus perniciosus* (mindestens 3 Generationen[1]!); $3^1/_2$ Generationen: *Icerya purchasi* (nach Bodenheimer 6 bis 7); 5 Generationen: *Lecanium hesperidum*; 7 bis 8 Generationen: *Pseudococcus citri*. Die Zahl der jährlichen Generationen ist auch bei univoltinen Arten nicht streng erblich festgelegt, so kann man nach Suter bei *Lepidosaphes ulmi* durch geeignete Temperatur und Ernährung eine zweite Generation hervorbringen. Auch der bei *Tachardia lacca* festgestellte Generationswechsel (s. S. 26) scheint durch Umwelteinflüsse bedingt zu sein.

6. Ausbreitung

Eine aktive Verbreitung ist bei den meisten Arten nur auf jungem Larvenstadium möglich durch eine naturgemäß sehr begrenzte Wanderung, die späteren Stadien sind als Weibchen fast durchweg extrem sessil, zum größten Teil völlig unbeweglich. Eine Ausbreitung über größere Räume erfolgt aber zumeist passiv durch den Wind, durch den Menschen mit Nutzpflanzen, nach Hubbard (1882) auch durch Käfer und Vögel und nach Hautfeuille (1924) durch manche Fliegen. *Eriopeltis* wird mit den Blättern ihrer Nährpflanzen oft durch Damwild verschleppt (Herberg).

Eine sehr interessante Form der Ausbreitung von Wurzelläusen durch Ameisen haben Pickel (1928), Roepke (1930) und Bünzli (1937) festgestellt. Die Weibchen von *Rhizomyrma* nehmen zwischen ihren Mandibeln eine weibliche Larve von Wurzelcocciden mit auf den Hochzeitsflug. Für die Ausbreitung dieser Schildläuse in den Kaffeefeldern von Surinam ist das nach Bünzli von größter Bedeutung. Ähnliches stellte Pickel in Brasilien fest, wo *Rhizomyrma pickeli* Larven von *Rhizoecus coffeae* auf den Hochzeitsflug

[1] Die Zahl der Nachkommen eines einzigen Weibchens im Laufe eines Sommers wurde auf 3000 Millionen geschätzt.

mitschleppt. Auf Sumatra trägt nach Roepke in ganz entsprechender Weise *Cladomyrma* speziell zur Ausbreitung einer Dactylopiinen bei.

7. Massenentwicklung und Massenwechsel

Die Ursachen der Massenentwicklung und des Massenwechsels sind nicht immer leicht zu übersehen.

a) **Temperatur:** Amerikanische Autoren haben bereits im vorigen Jahrhundert festgestellt, daß extrem kalte Winter den Schildlausbefall hemmen[1]. Für Europa wurde festgestellt, daß hohe Sommertemperatur und langer warmer Herbst günstiger sind als gleichmäßiges Klima mit verhältnismäßig kühlem Sommer und mildem Winter wie z. B. in England. Genauere Angaben machte Reh (1900), der bei Diaspinen feststellte, daß alle Läuse, auch die wärmerer Klimate, die angewandte Kälte von — 14° C, ebenso eine tägliche Schwankung von 13° ertragen. Bei 40° C sterben die meisten Arten. *Eriopeltis* erträgt nach Herberg (1916) eine Abkühlung der Eier auf — 21° C und eine zweistündige Erwärmung auf 49° C. Durch erhöhte Temperatur können die Eier schon im Dezember zum Schlüpfen getrieben werden. Für Larven ist eine Temperatur von 44° C tödlich, 37° C werden dagegen gut ertragen, ebenso — 15° C bis 4 Stunden lang. 18stündige Einwirkung von — 5° wirkt tödlich.

Bodenheimer (1932) stellte bei *Icerya* folgendes Verhalten gegen Temperatur fest:

	Ganz junge Larven °C	Junge Weibchen °C
Kältestarre	19	16,7
Kriechen mit Unterbrechung	23,2	23,8
Normale Bewegung	23,4	24,2
Starke Aktivität	28,6	27,7
Höchste Erregung	33	35,6
Wärmeparalyse	—	41,4
Wärmetod	38,9	42,2

Prinz (1932) wies den Einfluß der Kälte auf die Eiablage der Schmierlaus nach. Brachte er 30 Weibchen der Sommergeneration 30 Stunden in eine Temperatur von — 6° C, so blieben die sich weiter entwickelnden Tiere klein, die Zahl ihrer Eier betrug 0 bis 12 (Kontrolltiere 90 bis 250).

b) Die **Feuchtigkeit** ist ein wichtiger Faktor. Zu große Feuchtigkeit wirkt hemmend, Trockenheit schadet nur, wenn der Boden sehr trocken wird und die Wirtspflanzen darunter leiden. Bei Lackschildläusen ist die Quantität des Regens weniger wichtig als seine Verteilung: Viel Regen von November bis Januar ist ungünstig wegen Nebelbildung; Regen im April und Mai ist günstig, weil er den Honigtau abwäscht. Zu große Meeresnähe wirkt ungünstig. Nach Betrem (1936) ist auch die Stärke des Befalls durch *Pseudococcus* sehr von klimatischen Faktoren abhängig: Windige Gebiete sind günstig für Massenbefall. Schwache Beschattung wirkt sich für *Pseudococcus* vorteilhafter aus als tiefer Schatten.

[1] Vgl. auch Webster 1915.

Jede extreme Trockenperiode begünstigt nach Dozier (1925) das Auftreten von *Pulvinaria iceryi*.

c) Eine gewisse Einschränkung der Massenvermehrung erfolgt nach Smirnow und Wiolovitsch (1934) bei *Chionaspis* dadurch, daß bei zu großer **Bevölkerungsdichte** die Fruchtbarkeit sinkt bis zur Sterilität. Formveränderungen durch Nachbartiere sind dabei weniger schädlich als Nahrungsmangel (Smirnow & Polejaeff 1935).

d) Endlich hängt die Massenvermehrung sehr von besonderen coccidophilen Zuständen der **Wirtspflanze** ab. Die Schildläuse sind nach Thiem „Schwächeparasiten". Bei Massenbefall ist ein Schluß auf den Gesundheitszustand der betroffenen Pflanze zulässig. Kränkliche Bäume sind nach Comstock (1882) viel eher einer Infektion mit Lackschildläusen ausgesetzt als gesunde. Nach Mahdihassan (1937) ist Gummisekretion, bedingt durch Bakterieninfektion. Voraussetzung für erfolgreiche Besiedelung mit Lackinsekten.

8. Beziehungen zu den Wirtspflanzen

a) Monophagie und Polyphagie

Die Schildläuse sind teils mono- teils polyphytophag. Als ausgesprochen monophag sind die auf Eichen lebenden Arten zu nennen: *Aspidiotus zonatus*, *A. minimus*, *Asterolecanium variolosum*, *Pulvinaria sericea*, *Nidularia pulvinata*, *Kermes*. Andere Arten bleiben innerhalb derselben Pflanzenklasse, z. B. *Aspidiotus abietis* auf *Abies*, *Picea*, *Pinus*, *Tsuga*.

Manche Cocciden beschränken sich auf 2 Pflanzen, die ganz verschiedenen Klassen angehören können: *Aspidiotus trabuti* auf *Ephedra* und *Osyris*. *Diaspis visci* auf *Juniperus* und *Viscum*, *Leucaspis riccai* auf *Ephedra* und *Olea*. Ausgesprochen polyphag sind viele Arten von *Aspidiotus*, *Asterolecanium*, *Lecanium*, *Pseudococcus*, *Pulvinaria*. Umfangreiche Zusammenstellungen von Nährpflanzen gab Green (1917).

Blätter der Wirtspflanze werden bevorzugt durch *Leucaspis*, *Aspidiotus britannicus* u. a., Stammteile durch *Epidiaspis*, *Kermes*. Wurzeln durch *Margarodes*, *Ripersia*, *Rhizoecus*. — *Pseudococcus citri* bevorzugt nach Vos im I. Larvenstadium das Schwammparenchym der Blätter, welches die Larve von der Blattoberseite her erreicht. Auf dem II. Stadium sticht diese Schildlaus die Gefäßbündel von der Blattunterseite her an. Das III. Stadium lebt auf den Stengeln der Wirtspflanzen, um das Phloëm oder die Markstrahlen, schließlich auch das Xylem und die Parenchymzellen zwischen den Hauptgefäßen als Futterquelle zu verwenden. Manche *Aspidiotus*-Arten dringen nach Couch mit ihren Stechborsten durch die Rinde verholzter Pflanzenteile bis ins Cambium und zu den Markstrahlen vor.

b) Schildlausgenossenschaften

Als Schildlausgenossenschaften bezeichnet Lindinger Arten, welche denselben Pflanzenverein bevölkern, so sind z. B. typische Vertreter der Macchien: *Aspidiotus britannicus*, *Filippia oleae*, *Aonidia lauri*.

c) Schädigung der Wirtspflanzen

Eine Schädigung der Wirtspflanzen kann durch den **Säfteverlust** erfolgen: Die jungen Triebe des Maulbeerbaums werden durch *Diaspis pentagona* zum Welken gebracht. *Orthezia insignis* schwächt die Pflanzen und unterdrückt das Blühen, bei Befall durch *Lecanium pulchrum* entwickeln sich die Knospen unvollkommen, *Lecanium Rehi* verursacht Abfallen von Früchten und Blättern, ebenso *Pulvinaria vitis*; *Physokermes abietis* hemmt das Wachstum. *Asterolecanium quercicola* bringt die Spitzen der Zweige zum Absterben. Durch Wachstumshemmung der Saugstelle wird *Xylococcus* ins Pflanzeninnere verlagert, da die umgebenden Holzteile weiterwachsen und das Tier umwuchern.

Fleckenbildungen verschiedenster Art können zustande kommen: *Aspidiotus perniciosus* und *Chionaspis furfura* verursachen unmittelbar unter sich eine intensive Rötung, welche von einer nicht veränderten Zone umgeben ist; in größerer Entfernung folgt ein intensivroter Ring. Die Saugstelle von *Gossyparia* wird braun und stirbt ab. Die Bräunung der Stichstellen wird häufig durch Gerbstoffeinlagerung bedingt. Die Rinde wird in der Nähe der Saugstellen von *Kermes quercus* trocken und blättert ab. Der Stich von *Aspidiotus britanicus* zerstört das Chlorophyll von Lorbeerblättern, derjenige von *Aspidiotus hederae* erhält es dagegen in Form grüner Flecken auf Zitronen.

Verkrümmungen von Stengeln werden bedingt durch *Eriococcus ericae* und *Lecanium bituberculatum*, grubenartige Vertiefungen (infolge Wachstumshemmung) durch *Chionaspis salicis*, *Epidiaspis leperei*, *Diaspis pyri*. Bei Eschen hebt sich infolge der Verlausung durch *Chionaspis salicis* die Rinde blasenförmig ab, bei *Olea* reißt die Rinde auf bei Befall durch *Pollinia pollinii*.

Häufig sind **Gallenbildungen.** Im einfachsten Fall handelt es sich um wallförmige Schwellungen z. B. durch *Asterolecanium quercicola* auf Eichenrinde verursacht. *A. fimbriatum* verursacht spindelförmige Gallen an Kräutern, *Aspidiotus bornmülleri* schlauchförmige Ausstülpungen der Blätter von *Globularia*. *Beesonia dipterocarpi* Green (*Tachardiinae*) bildet Gallen an der Spitze dünner Äste, bestehend aus verkrüppelten Knospen mit schmaler holziger Basis, in deren Höhlung sich das Tier befindet. *Opisthoscelis prosopidis* Kieff. erzeugt auf *Prosopis* (*Papilionaceae*) eirunde Gallen auf Kosten von Seitentrieben. Diese Wucherungen sind dicht mit fadenförmigen Blättern besetzt und bleiben bis zur Reife der im Innern der Gallen lebenden Parasiten geschlossen. Letztere können weiblichen oder männlichen Geschlechts sein.

Ein auffallender Geschlechtsdimorphismus hinsichtlich Größe und Form besteht bei den Gallen der auf *Eukalyptus* lebenden *Brachyscelis*-Arten: *B. picta*, *strongylosa*, *pedunculata*, *clavidormis*. *Epidiaspis betulae* bringt an Birnbaumzweigen krebsartige Veränderungen hervor. *Cryptococcus fagi* ist nach Reh die Hauptursache von **Krebsbildungen** der Buche.

Auch **Schädigungen indirekter Art** können nach Schildlausbefall auftreten: *Physokermes abietis* soll den Borkenkäferbefall vorbereiten.

Cryptococcus fagi den Schleimfluß, nach Bünzli verbreiten die Cocciden die Phloëm-Nekrose des Kaffeestrauches. Ferner sollen sich Frostschäden bei Schildlausbefall viel stärker auswirken. Um die mit *Pseudococcus vitis* besetzten Wurzeln bildet die Uredinee *Bornetina corium* schwammige Polster. Stirbt die Wurzel ab, so fruktifiziert der Pilz und die Cocciden wandern mit Sporen beladen zu anderen Wurzeln und infizieren dieselben. Der Pilz gewährt den Cocciden die nötige Feuchtigkeit. Auf dem nährstoffreichen Kot vieler Schildläuse (*Pseudococcus*, *Lecanium* u. a.) siedeln sich Rußtaupilze an, welche zahlreiche Pflanzen stark schädigen.

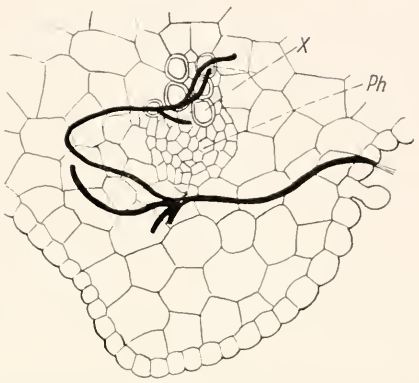


Abb. 86. Stichkanal von *Pseudococcus citri* im Blattnerv von *Coleus*. Intrazellulärer Stichverlauf, mehrere Fehlstiche, Aussaugung im Phloëm und Xylem. Speichelscheiden schwarz. — Nach Vos aus Weber.

In welch hohem Maße die Schildläuse **Schaden** anrichten können, geht aus folgenden Angaben hervor: 1928—1931 hat *Eulecanium* in Jugoslawien 10 Millionen Bäume von *Prunus domestica* vernichtet (Gradojevic 1932). Nach Henry wurden 1896 bei Festigny 80 ha Wald durch *Lecanium pulchrum* zerstört. Nach Trabut (1912) fiel die Orangenernte durch den Befall mit *Chrysomphalus dictyospermi* in einem einzigen Distrikt von 2000 t (1907) auf 688 t (1908). Die schädigende Wirkung der einzelnen Cocciden-Arten ist in den verschiedenen Gegenden recht verschieden, das ist z. B. nach Bodenheimer (1930) bei den verschiedenen *Citrus*-Schädlingen der Mittelmeergegenden der Fall: *Aspidiotus hederae* ist nur in Italien ein großer Schädling, *Lepidosaphes pinnaeformis* in Italien und Algier, *Parlatoria zizyphi* in Spanien.

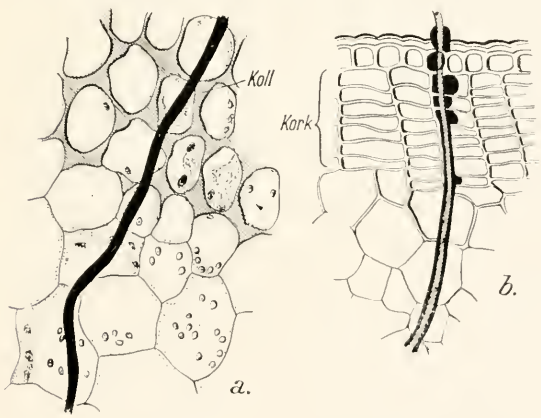


Abb. 87. *a* Stichkanal von *Pseudococcus citri* im Stengel von *Coleus*, Durchsetzung des Kollenchyms (*Koll*); Aussaugung von Parenchymzellen; *b* Einstich eines *Lecanium* in Aprikosenzweig. Durchsetzung der Epidermis und der Korkschicht unter stellenweise starker Speichelentleerung. — Nach Vos aus Weber.

Es kann mit Sicherheit angenommen werden, daß ein großer Teil der genannten Schildlausschädigungen der Pflanzen auf die Wirkung des Speichels zurückzuführen ist. Daher erscheint es notwendig, den Stichverlauf und

die Veränderungen der Pflanzenzellen durch die Speicheleinwirkung kurz zu berücksichtigen. Ähnlich wie bei den Blattläusen ist der Stichverlauf keineswegs geradlinig (Abb. 86). Wie Couch, Smith und Vos festgestellt haben, geht der Stich fast immer intrazellulär (Abb. 86, 87). Meistens sind Speichelscheiden ähnlich wie bei den Blattläusen vorhanden. Die Durchbohrung der Zellwände stellt sich Vos als rein mechanische Wirkung der Stechborsten vor. Smith dagegen nimmt eine zelluloselösende Wirkung des Speichels an. Eine ausgesprochene Giftwirkung scheint nach Vos der Speichel von *Pseudococcus* nicht zu haben, zumal die Stechborsten die Zellen ohne jede tiefergreifende Schädigung durchbohren (Abb. 86, 87). Mitunter ballen sich allerdings Zellkern und Chlorophyllkörner zu Knäueln zusammen, was wohl z. T. auf eine chemische Wirkung zurückzuführen sein dürfte. Bei den oben beschriebenen auffallenden Formveränderungen der Pflanzen kann man kaum etwas anderes annehmen als eine Giftwirkung des Speichels. Diese Giftwirkung ist bei *Pseudaonidea duplex* so stark, daß schon wenige Läuse genügen, um einen Trieb zum Absterben zu bringen.

9. Schildläuse als Gäste sozialer Insekten

Ähnlich wie die Blattläuse werden auch zahlreiche Schildläuse wegen des von ihnen ausgeschiedenen Honigtaus (Büsgen 1892) von sozialen Insekten gepflegt, und zwar von sozialen Käfern (*Coccidotrophus socialis*, *Enausibius wheeleri* (*Silvanidae*), welche die Cocciden mit ihren Fühlern um der Exkrete willen betrommeln, aber auch verteidigen), von Termiten und Ameisen.

In Termitennestern wurde z. B. *Termitococcus aster* gefunden, eine Schildlaus, die ihrer Form nach durchaus als Trutztypus zu bezeichnen ist.

Eine große Anzahl von Gästen finden wir bei Ameisen, und zwar vor allem in trockenen Gegenden, wo die Schildläuse noch eher der Trockenheit widerstehen können als Blattläuse. Vor allem liefern die *Pseudococcinae* (*Dactylopinae*) und die *Coccinae* zahlreiche Gäste für *Crematogaster*, *Camponotus*, *Azteca*, *Pseudomyrma*, *Myrmecocystus*, *Prenolepis*, *Lasius*, *Dolichoderus*. Der auf Kakao schmarotzende *Pseudococcus virgatus* wird von den Ameisen durch Bauten mit dachartigen Vorsprüngen geschützt. *Pseudococcus lilacinus* wird durch *Pheidole punctulata* gepflegt. Dadurch erfolgt die Entwicklung dreimal so schnell wie ohne Ameisen.

Eine gewaltige Steigerung des Schildlausbefalls durch Ameisen hat Bünzli in den Kaffeeplantagen von Surinam festgestellt. Als Gäste von *Rhizomyrma paramaribensis* fand Bünzli folgende Wurzelläuse: *Rhizoecus coffeae*, *Rh. caladii*, *Rh. moruliferus*, *Geococcus coffeae*, *Pseudorhizoecus proximus*. Gäste von *Rhizomyrma rutgersi* sind: *Pseudorhizoecus migrans*, *P. proximus*, *Pseudococcus radicis*, *P. podagrosus*, *Geopemphigus surinamensis*. Oberirdisch lebende Schildläuse werden von den genannten Ameisen nur selten besucht, um so mehr die unterirdisch lebenden Arten. Lebt *Rhizoecus coffeae* ameisenfrei, so beschränkt sich der Wurzelbefall auf die oberste Bodenschicht,

während sie als Ameisengäste in viel größere Tiefe mit ihrer zerstörenden Tätigkeit hinabreichen. Auf die Ausbreitung der Wurzelläuse durch den Hochzeitsflug der Ameisen wurde oben (S. 75) bereits hingewiesen.

10. Feinde der Schildläuse

a) **Pilze:** Eine große Anzahl von Pilzen wurden als Parasiten von Schildläusen festgestellt, z. B.

Sphaerostilbe coccophila Tul. (Pyrenomyceten) auf *Coccus*- und *Aspidiotus*-Arten.

Ohionectria coccicola Ell. & Ev. (Pyrenomyc.).

Apiosporium oleae Ruby (Perisporaceen) auf *Lecanium oleae*.

Sphaerospidales: *Aschersonia tahitensis* Mont., *A. parasitica* P. Henn.
A. flavocitrina P. Henn.
Aschersonia sp. greift auf Dominik heftig *Chrysomphalus aonidum* an.

Hyphomycetes: *Cephalosporium lecanii* Zimm.
Sporotrichum globuliferum Speg.
Verticillium heterocladum Penz. auf *Lecanium hesperidum*

Entomophthorineen: *Empusa lecanii* auf *Lecanium viride*.
Entomophthora pseudococci auf *Pseudococcus*.

Isaria wird zur Bekämpfung von *Lecanium nigrum* verwandt.

b) **Milben:** *Hemisarcoptes coccisugus* befällt *Lecanium hesperidum*.

c) **Neuropteren:** *Sympherobius amicus* ist ein Feind von *Pseudococcus citri*. Weiterhin sind Feinde der Cocciden: *Chrysopa*, *Hemeroba*, *Megalomus*.

d) **Lepidoptera:** Als Feinde der Lackschildläuse sind zu nennen:

Eublemma amabilis, *E. coccidiphaga*, *Erastria scitula*; als Feinde von *Saissetia oleae*: *Dakruma* sp., *Coccidophaga scitula* und *Thalpocharis coccophaga*. Die Raupen ernähren sich von den Eiern der Schildläuse.

e) **Coleoptera:** Es handelt sich vor allem um Coccinelliden. *Novius cardinalis* ist der Hauptfeind von *Icerya*. *Curinus zonatus* befällt viele Arten, hat aber keine Massenvermehrung. *Adalia bipunctata* befällt *Gossyparia ulmi*, *Cryptolaemus montrouzieri* ernährt sich von *Pulvinaria iceryi*, *Chilochorus renipustulatus* und *Ch. bipustulatus* befallen *Chionaspis salicis*. Ferner kommen als Schildlausfeinde in Frage *Laemophloeus truncatus*, *Latridius* sp. und *Rhizobius ventralis*, *Exochomus quadrimaculatus*, *Scymnus Apetzi*, *Pharoscymnus anchorago*.

Die genannten Vertreter der *Coccinellidae* sind vor allem oophag.

Nitidulidae: *Cibocephalus* sp. ernähren sich vor allem von Diaspidinen;

Anthribidae: *Anthribus* sp.

f) **Dipteren:** *Leucopis nigricornis* vernichtet *Pulvinaria* bis zu 90%. Oft findet man 8 Larven in einem Eisack. Sie ernähren sich von den Eiern. *L. nigricornis* greift auch *Marchalina* und *Eriopeltis* an.

g) **Ameisen:** *Crematogaster welshii* und *Camponotus* sp. werden als Feinde von Lackschildläusen genannt.

h) **Chalcidier:** Groß ist die Zahl der parasitischen Hymenopteren. Allein bei *Saissetia oleae* fanden Smith & Compere (1928) 62 Arten. Auch zahlreiche andere Arten haben viele Feinde, wie folgende Übersicht zeigt. Es handelt sich um Vertreter der Unterfamilien *Aphelinidae*, *Encyrtidae*, *Pteromalidae*:

Aspidiotus hederae:	*Aspidiotiphagus citrinus*
Asterolecanium quercicola:	*Habrolepis dalmani*
Ceroplastes sp.:	*Diversineuris elegans*
	Coccidoxenus sp.
	Bothriophryne ceroplastae
	Aniecetus parvus
	Cerapterocerus inutilis
	Scutellista cyanea
	Coccophagus isipingoensis
Chrysomphalus:	*Aspidiotiphagus lounsbury*
Diaspis pentagona:	*Prospaltella berlesei*
Lecanium corni:	*Encomys swederi*
	Ceraptocerus mirabilis
	Blastothrix sericea
Lecanium hesperidum:	*Coccophagus cognatus*
	,, *lecanii*
	,, *flavoscutellum*
	,, *scutellaris*
	Aspidiotiphagus citrinus
Lecanium künrensis:	*Encyrtus infidus*
Lecanium persicae:	*Coccophagus aurantii*
	,, *fraternus*
	,, *cognatus*
Lepidosaphes ulmi:	*Aphelinus mytilaspidis*
	Chiloneurus diaspidinarum
Leucaspis pini:	*Aphelinus mytilaspidis*
	Azotus pinifoliae
	Prospaltella aurantii
	,, *leucaspidis*
	Anthemus pini
Pulvinaria betulae:	*Coccophagus scutellaris*
	Metaphus torquatus
Saissetia oleae:	*Tomocera californica*
	Scutellista cyanea
	Diversineuris elegans
	und viele andere mehr.

Die Aphelinidenleben z. T. als Ektoparasiten unter dem Schild von Diaspidinen, so z. B. *Aphytes chrysomphali*, *A. mytilaspidis*, *A. maculicornis*,

A. longiclavae. z. T. als Endoparasiten, z. B. *Aspidiotiphagus*, *Prospaltella*. Während *Coccophagus ochraceus* die Eier außen an die Bauchseite des Wirts absetzt, legen *C. gurneyi*, *C. trifasciatus*, *C. scutellaris* und *C. capensis* ihre Eier in die Leibeshöhle des Wirts. *C. ochraceus* dringt erst vom 3. Larvenstadium ab in den Wirt ein. *C. gurneyi* und *ochraceus* verzehren während ihrer Entwicklung alle inneren Organe des Wirts und verpuppen sich in der leeren Haut des letzteren. Die übrigen Arten schonen die lebenswichtigen Organe der Schildlaus und verpuppen sich vor deren Tod. Die Encyrtiden sind zum größten Teil Endophagen, z. B. *Adelencyrtus*, *Euaphycus*, *Encyrtus*, *Blastothrix*. Die Pteromaliden ernähren sich zumeist von den Eiern von Lecaniiden.

i) **Heteroptera:** *Temnostethus pusillus* saugt *Chionaspis salicis* aus. *Troila luridus* befällt *Xylococcus*.

k) **Vögel:** Als Feinde werden genannt: Blau-, Sumpf- und Schwanzmeisen, Baumläufer.

Als spezielle Feinde der Lackinsekten seien noch genannt:

Strathmopoda theoris, *Hypatima pulverea*, *Eublemma amabilis*, *Chalcis tachardiae*, *Copidosoma clavicornis*, *Cathartus andrena*, *Berginus maindroni*, *Silvanopsis iyeri*, *Lyssencyrtus troupi*, *Tribolium ferrugineum*.

11. Bekämpfung

Bei vielen Arten ist eine Bekämpfung bis jetzt aussichtslos. Man muß sich daher häufig auf vorbeugende Maßnahmen beschränken. Die meisten Staaten haben zu diesem Zweck eine Reihe von Pflanzenschutzgesetzen erlassen.

In einzelnen Fällen ist eine biologische Bekämpfung außerordentlich erfolgreich, insbesondere bei *Icerya purchasi* und bei *Diaspis pentagona*.

Die Heimat von *Icerya purchasi* ist Australien. Von hier aus hat sich dieser Schädling zum Schrecken der Pflanzer über die Subtropen der ganzen Erde ausgebreitet. 1868 trat *Icerya* erstmals in Kalifornien auf und vernichtete zahlreiche Orangenpflanzungen vollkommen. 1890 wurde sie in Südafrika festgestellt und 1896 nach Europa verschleppt. Bereits 1900 war sie im ganzen Mittelmeergebiet verbreitet.

Die Idee der biologischen Bekämpfung stammt von Riley. Auf seine Veranlassung hin wurde der deutsche Entomologe Koebele 1888 nach Australien gesandt, um die natürlichen Feinde von *Icerya* zu studieren. 1889 führte Koebele die Coccinellide *Novius cardinalis* in Kalifornien ein. Nach kurzer Zeit war die *Icyera*-Plage wirksam bekämpft. In Europa wurde diese Methode durch Berlese eingeführt.

Novius ist ein durchaus spezifischer Feind von *Icerya*, andere Nahrung nimmt er nicht an. Auch die Eiablage erfolgt nur inmitten einer *Icerya*-Kolonie.

Die Aufzucht der für die Bekämpfung nötigen Massen von *Novius* erfolgt in doppelwandigen Käfigen, welche mit Baumwollgaze bespannt sind. Zur Ernährung der Käfer werden Reiser, welche mit *Icerya* bedeckt sind, in diese Käfige gebracht. Neuerdings ist man auch zu Freilandzuchten übergegangen.

Zur Bekämpfung von *Diaspis pentagona* verwandten Berlese und Silvestri anfänglich eine Reihe einheimischer Parasiten, z. B. die Coccinelliden *Chilochorus bipustulatus* und *Exochomus quadrimaculatus*, welche aber nicht aktiv genug waren,

um die Schildlausplage einzudämmen. Deshalb führte Berlese 1906 und 1908 den Chalcidier *Prospaltella Berlesei* aus USA. bzw. aus Japan in Italien ein. Schon nach kurzer Zeit war ein rasches Abnehmen der Schildläuse festzustellen. Die Einbürgerung von *Prospaltella*, von deren Wirkung Abb. 88 einen Begriff gibt, gelingt sehr leicht, sogar eine selbständige Ausbreitung über größere Gebiete wurde festgestellt.

Zur Bekämpfung von *Pseudococcus* in den Agrumenpflanzungen Kaliforniens wurde *Coccophagus gurneyi* und *Tetracnemus pretiosus* aus Australien

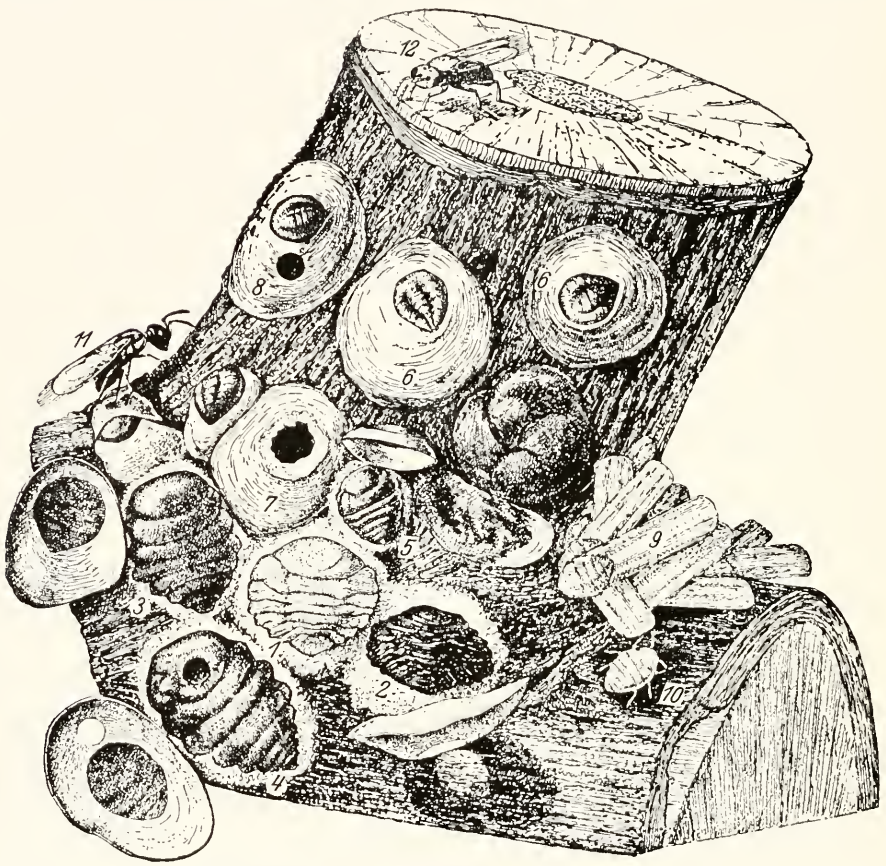


Abb. 88. Kolonie von *Diaspis pentagona* (an Maulbeerzweig) mit parasitischen Schlupfwespen der Art *Prospaltella Berlesei*. — *1* = gesundes Schildlausweibchen nach Entfernen des Schildes; *2* = abgestorbenes Schildlausweibchen, Schild abgehoben; *3* = parasitiertes Schildlausweibchen, Schild abgehoben; *4* = parasitiertes Schildlausweibchen, aus dem der Parasit ausgeschlüpft ist, Schild mit Schlupfloch abgehoben; *5* = junges Schildlausweibchen, mit abgehobenem Schild; *6* = gesundes Schildlausweibchen unter dem Schild; *7* = abgestorbenes Schildlausweibchen; *8* = parasitiertes Schildlausweibchen mit Schlupfloch im Schild; *9* = männliche Nymphenschilde; *10* = Junglarve der Schildlaus; *11*, *12* = Imagines des Parasiten. — Nach Berlese.

eingeführt. Die Erfolge waren befriedigend. Zur Bekämpfung von *Lecanium oleae* verwandte Koebele *Scutellista cyanea*.

Bei zahlreichen anderen Arten war allerdings die biologische Bekämpfung nicht von solchen Erfolgen gekrönt.

Auch Pilze wurden wiederholt zur Bekämpfung von Schildläusen verwandt, so *Sphaerostilbe coccophila* zur Bekämpfung von *Aspidiotus*, ferner *Sporotrichum globuliferum* und *Isaria* (gegen *Lecanium nigrum*), aber ohne großen Erfolg.

Gegen die meisten Cocciden helfen bis jetzt nur künstliche Mittel. Solche sind:

a) Mineralöle, Derivate des Petroleums.
b) Teerderivate, vor allem Carbolineum.
c) Pflanzenöle, Leinöl u. dgl.
d) Schmierseifenlösungen, oft vermischt mit Alkohol, Bordelaiser Brühe und Petroleum, oder Tabakbrühe und Sodalösung.
e) Blausäurevergasung. Dabei wird entweder flüssige Blausäure direkt unter das die Bäume bedeckende Zelt gespritzt, oder aber wird Cyanwasserstoff auf eine der folgenden Arten unter dem Zelt erzeugt:

$$2\ NaCN + H_2SO_4 = 2\ HCN \uparrow + Na_2SO_4$$
$$Ca(CN)_2 + 2\ HO = Ca(OH)_2 + 2\ HCN \uparrow$$

VI. Praktische Bedeutung

Als **Schädlinge von Kulturpflanzen** sind die Schildläuse von größter Bedeutung für die Landwirtschaft, speziell Obst- und Weinbau, sowie für die Forstwirtschaft. Viele Kulturpflanzen würden ohne kostspielige Gegenmaßnahmen zugrunde gerichtet werden. Die wichtigsten dieser Schädlinge sind folgende:

1. Schädlinge des Obstbaus

Aspidiotus ostreaeformis Curt., *A. zonatus* Fraunf., *A. piri* Licht., *A. (Aonidiella) perniciosus* Comst. (San José-Laus), *Lepidosaphes (Mytilaspis) ulmi* L. (Kommaschildlaus), *Parlatorea oleae* Col., *Diaspis leperii* Sign., *D. pentagona* Targ., *Sphaerolecanium prunastri* Fonsc., *Lecanium corni* Bouché.

2. Schädlinge der Orangen- und Zitronenpflanzungen

Aspidiotus hederae Vallot, *Chrysomphalus aonidum* L., *Ch. dictyospermi* Morg., *Chionaspis citri* Comst. *Aonidiella aurantii* Mask., *Parlatorea zizyphi* Lucas, *P. pergandei* Comst., *Lepidosaphes citricola* Pack., *Aulacaspis pentagona* Newst., *Saissetia oleae* Bern., *Coccus hesperidum* L., *Ceroplastes sinensis* del Guer., *Pseudococcus citri* Risso, *Icerya purchasi* Mask.

3. Schädlinge des Ölbaums

Aspidiotus hederae Val., *Aonidiella maleti* Vayss., *Saissetia oleae* Bern., *Pollinia pollinia* Ckll.

4. Schädlinge des Feigenbaums

Aspidiotus hederae Val., *Hemiberlesia longispina* Morg., *Lepidosaphes conchyformis* Gmelin, *Chionaspis ceratoniae* March., *Ceroplastes rusci* L.

5. Schädlinge der Dattelpalme

Parlatorea blanchardi Targ., *Phoenicococcus marlatti* Ckll.

6. Schädlinge des Kaffeestrauchs

Pseudococcus lilacinus Dkll., *Rhizoecus coffeae* Laing, *Rh. moniliferus* Green, *Rh. caladii* Green, *Pseudorhizoecus migrans* Green, *P. proximus* Green, *Geococcus coffeae* Green, *Asterolecanium coffeae* Newst.

7. Schädlinge der Rebe

Lecanium corni Bouché, *L. persicae* F., *Pulvinaria vitis* L., *Pseudococcus citri* Riss., *Phenacoccus hystrix* Bär., *Ripersia falcifera* Ldgr.

8. Gewächshausschädlinge

Es handelt sich zumeist um tropische Arten. *Aspidiotus cyanophylli* Sign. (bes. Kakteen und Orchideen), *Hemiberlesia camelliae* Sign. (sehr polyphag), *Aspidiotus latianae* Sign., *Pinnaspis aspidiastrae* Sign. (Farne), *Diaspis boisduralia* Sign., *D. zamiae* Morg. (Cycadeen), *D. echinocacti* Bouché (Kakteen), *Saissetia hemisphaerica* Targ. (Cycadeen), *Eucalymnatus tesselatus* Ckll (sehr polyphag), *Coccus hesperidum* L., *Pulvinaria floccifera* Westw. (bes. Camelien), *Pulvinaria psidii* Mask., *Pulvinaria mesembryanthemi* Val., *Pseudococcus adonidum* L. (sehr polyphag!), *P. nipae* Mask. (Cycadeen, Musaceen), *P. mammilariae* Bouché (Kakteen), *P. comstocki* Kuw. (Bananen), *P. maritimus* Ehr., *P. gahani* Gr., *P. citri* Risso, *Rhizoecus falcifer* Kunck. (auf Palmenwurzeln).

9. Forstschädlinge

Aspidiotus fraxini Kltb., *Lepidosaphes ulmi* Fern., *Cryptococcus fagi* Bär., *Eriococcus spurius* Ldgr. *Asterolecanium quercicola* Bouché, *Howardia biclaris* Berl. u. Leon., *Kermes quercus* L., *Physokermes piceae* Targ., *Ph. coryli* Ldgr., *Phenacoccus aceris* Ckll.

Zahlreiche dieser Schädlinge sind sehr polyphag, dabei kann dieselbe Art recht verschiedenartige Kulturpflanzen befallen. Das sei bei einigen einheimischen Schädlingen dargelegt (vgl. auch Green 1917):

Aspidiotus hederae befällt: *Acacia, Agave, Buxus, Cedrus, Clematis, Cycas, Cytisus, Jasminum, Ilex, Laurus, Ligustrum, Magnolia, Mesembryanthemum, Mespilus, Morus, Musa, Nerium, Olea*, versch. Palmen, *Pelargonium, Phoenix, Pistacia, Quercus, Ribes, Robinia, Ruscus, Sarothamnus, Sempervivum, Syringa, Thuja, Yucca.*

Aspidiotus piri befällt: *Fraxinus, Mespilus, Pirus, Prunus.*

Gueriniella serratulae Fern. befällt: *Cupressus, Eucalyptus, Ficus, Morus, Olea, Opuntia, Pinus, Robinia, Ulmus, Vitis.*

Lecanium corni befällt: *Acer, Alnus, Buxus, Cornus, Corylus, Cytisus, Fraxinus, Mespilus, Morus, Pirus, Platanus, Populus, Prunus, Ribes, Robinia, Rosa, Rubus, Syringa, Ulmus, Vitis.*

Lepidosaphes ulmi befällt: *Abies, Aesculus, Alnus, Betula, Buxus, Carpinus, Castanea, Corylus, Cytisus, Fagus, Fraxinus, Juglans, Pinus, Pirus, Populus, Prunus, Quercus, Ribes, Rosa, Rubus, Syringa, Tilia, Ulmus, Vitis.*

Phenacoccus aceris befällt: *Acer, Aesculus, Alnus, Betula, Buxus, Carpinus, Corylus, Fagus, Fraxinus, Hedera, Humulus, Mespilus, Pirus, Platanus, Prunus, Quercus, Ribes, Tilia, Ulmus, Vitis.*

Physokermes coryli befällt: *Acer, Aesculus, Alnus, Betula, Carpinus, Corylus, Fagus, Fraxinus, Juglans, Mespilus, Pirus, Populus, Prunus, Ribes, Rosa.*

Nützlich erweist sich die pflanzenschädigende Wirkung der Cocciden nur insofern, als manche **Unkräuter** dadurch wirksam **bekämpft** werden können. So ist nach Froggatt (1904) *Cyperus rotundus* ein äußerst lästiges australisches Unkraut. Durch die an den Wurzeln lebende Schildlaus *Antonia australis* kann dieses Unkraut rasch vernichtet werden. Ebenso kann die Opuntienplage in Australien wirksam bekämpft werden durch *Dactylopius tomentosus*. In Madagaskar wird nach Decary (1930) *Cactus* durch Schildlausbefall stark geschädigt.

Wichtig sind manche Schildlausarten ferner durch die **Sekretion wirtschaftlich wertvoller Stoffe:** Lack, Farbstoffe, Wachs.

Die jährliche Stocklackproduktion Indiens wirft nach Mahdihassan (1931) 20 Millionen Dollar ab. Stocklack ist das Rohmaterial für Schellack und Colophonium, zugleich aber auch eine Farbstoff- und Wachsdroge. Als Farbstoff steht die Laccainsäure der Carminsäure nicht nach, wird aber nur selten angewandt. Als Stocklackproduzenten kommen wirtschaftlich in Indien und Indochina nur *Lakshadia*-Arten in Frage, die Mahdihassan den *Tachardia*-Arten als „echte" Lackschildläuse gegenüberstellt. Es handelt sich um folgende Arten: *Lakshadia incida*, *L. nagoliensis*, *L. sindica*, *L. communis*, *L. chinensis*. *L. mysorensis*, *L. ficii*, *L. albizziae*, *L. conchiferata* Mahdihassan. Ferner kommen für die Lackgewinnung noch *Gascardia madagascarensis* Targ. *Carteria larreae*, *Tachardia argentina* und eine javanische *Tachardia*-Species in Betracht. Den Lack von *C. larreae* sollen schon die Indianer verwandt haben.

Vor der Erfindung der Anilinfarbstoffe spielte die Cochenille eine große wirtschaftliche Rolle. Das Stammtier, *Dactylopius coccus* Costa, war ursprünglich in Mexiko beheimatet und wurde später in Spanien (1826) und auf den Kanarischen Inseln eingeführt. Zuvor wurde *Margarodes polonicus* in Europa verwandt.

Im 13. Jahrhundert war das Wachs der Schildläuse (*Ceroplastes*, *Ericerus*) Handelsartikel und führte die Bezeichnung „chinesisches Wachs". Als schmerzstillende Droge hatte das „Axin", welches von *Coccus*-Arten gewonnen wurde, einige Bedeutung. Auch chinesisches Wachs wurde als Arznei angewandt.

Eine gewisse Bedeutung hat der Honigtau von Schildläusen in trockenen Gegenden, wo er zu Kügelchen und Krusten („Manna") eintrocknet. Das Manna von *Eriococcus mannifer* und von *Najacoccus serpentinus* des Sinai besteht nach Bodenheimer aus Trauben-, Frucht- und Rohrzucker.

VII. Fang, Haltung und Konservierung

Da es sich um sessile Tiere handelt, bietet das Auffinden und Sammeln keine Schwierigkeiten. Die beste Sammelzeit ist in Europa Mai bis Juli. Um Entwicklungsstadien in vollständiger Reihenfolge zu erhalten, empfiehlt Šulc während des Führjahrs und Sommers die mit Schildläusen besetzten Pflanzen festzustellen und zugleich Material zu sammeln. Im Winter werden dann die befallenen Äste abgeschnitten und im Zimmer ins Wasser gestellt. Nach 2 bis 3 Wochen holt man neue Zweige, so erhält man rasch alle Stadien.

Nach Voukassowitch (1932) besteht die Möglichkeit, *Lecanium* ausschließlich auf Blättern, ohne daß die Tiere im Herbst zum Stengel wandern, aufzuziehen. Reh (1900) züchtet *Aspidiotus perniciosus* auf Äpfeln, die durch eine Torfunterlage lange frisch bleiben. Nach Sikes (1927) ist *Orthezia urticae* leicht im Labor zu halten auf *Argopyrum*, *Teucrium*, *Stellaria* (abgeschnittene Pflanzen in Glas mit Wasser). Die Überwinterung erfolgt unter totem Laub und etwas Erde. In der Erde nehmen die Tiere den ganzen Winter Nahrung auf. *Icerya* ist im Warmhaus leicht auf Zitronenbäumchen zu halten. Die Zucht wird durch Lampenzylinder isoliert, welche oben durch Seidegaze abgeschlossen sind. Nüsslin (1909) isoliert die Nachkommen eines einzigen Weibchens durch Anlegen von Leimringen.

Die Aufbewahrung für Sammlungszwecke erfolgt entweder trocken oder in Alkohol. Für histologische Untersuchungen eignet sich die Fixierung nach Carnoy. Die Bestimmung erfolgt am besten an frischem Material erwachsener Tiere.

Zur Untersuchung der Tiere empfiehlt Reh Einlegen in 10% Formol und Präparation in Glycerin. Falls Aufhellung nötig ist, so erfolgt das durch Kochen oder Einlegen in Kalilauge. Zum Studium des Schildes eignet sich nach Reh am besten Einbettung in venetianisches Terpentin, welches in absolutem Alkohol gelöst ist.

VIII. System[1]

Unterordnung: Coccina Newm.

Familie: *Coccidae* Steph.

Proboscidea Scop. 1763, Retz 1783, Gallinsekten Latr. 1802, *Antliata* Fab. 1805, *Phytadelges* Dum. 1806, *Coccides* Fall. 1814, Billb. 1820, *Hymenelytra* Latr. 1825, *Coccidae* Steph. 1829, *Coccina* Newm. 1834, *Phanloptères* Lap. 1835, *Coccina* Burm. 1835, *Monomera* Westw. 1840, *Phytadelgi* A. S. 1843, Gallinsectes Fieb. 1851, *Coccina* H. S. 1853, *Phytophtheira* Koch 1857, *Aptera* Leun. 1860, *Monomera* Schiödte 1870, *Kirk* 1902, *Coccidi* Ael. 1897, *Coccoidea* Handl. 1903, *Coccidae* Ferris, Chamb. 1925/26.

1. Unterfamilie *Monophlebinae* Green

Monophlebites Sign. 1868, *Monophlebaria* Atk. 1886, *Monophlebinae* Green 1896, Lidg. 1898, Cock. 1899, Newst. 1901, Fern. 1903, *Monophlebidae* Mark 1887, *Monophlaebinae* Berl. 1898, Lindinger, 1912.

Primitive Schildläuse, groß, auffallend, meist freibeweglich mit reicher Wachsausscheidung und großem Eiersack. Stigmen des Hinterleibes meist vorhanden, Rüssel 3gliedrig, Antennen 11gliedrig. Männchen mit Facettenaugen (Abb. 62). Antennen 10gliedrig. Die Aufteilung der Unterfamilie erfolgt bei den einzelnen Autoren verschieden.

[1] Sowohl für die Familie als auch für die Unterfamilien und Arten gibt es eine große Anzahl von Synonyma. Eine übersichtliche Zusammenstellung der Synonyma mitteleuropäischer Arten hat Lindinger (1912) gegeben.

Monophlebus Burm.

Llaveia Sign.: *L. axinus* Hernandez liefert das „Axin" der Mexikaner.

Palaeococcus Cock. ♀ bis 6 *mm* lang.

Icerya Sign.: *J. purchasi* Mask. Weitverbreiteter, sehr polyphager Schädling der Tropen und Subtropen (Abb. 89). ♀ 1 *cm* lang.

Lophococcus Cock: *L. maximus* Lounsb. stellt die größte Coccide dar mit einer Länge von 3,5 *cm* und einer Höhe von 1 *cm*. Rhodesia.

Guerriniella Fern.

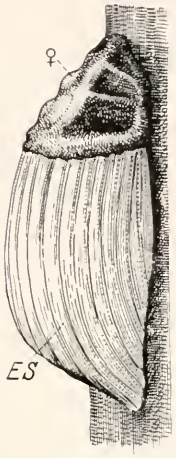


Abb. 89. *Icerya purchasi*, ♀ mit Eiersack *ES*, schräge Seitenansicht. — Nach Berlese aus Weber.

2. Unterfamilie: *Orthezziinae* Green

Orthezites Targ. 1868, *Orthezziinae* Green 1896, Berlese 1898, Fern. 1903, *Dactylopidae* Mask, *Palaeococcinae* Heym. 1915, *Orthezziinae* Lind. 1912, *Orthezziidae* End. 1920, *Orthezziinae* Mc. Gill. 1921.

Zeitlebens freibeweglich. Wachsausscheidung in Form von regelmäßig angeordneten Platten. Abdomen segmentiert, mit 7 Paar Abdominalstigmen. Analring vorhanden. Unterlippe 2gliedrig. Männchen mit Facettenaugen und neungliedrigen Fühlern.

Orthezia Bosc. (Abb. 21):

O. insignis Dougl. Schädling tropischer und subtropischer krautiger Gewächse.

O. urticae Amzat. und Serv. auf Brennessel, gelegentlich schädlich auf Wiesenpflanzen, Mitteleuropa (Abb. 83).

Ortheziola Šulc.

Hauptverbreitung der Unterfamilie Europa, Nordamerika bis Grönland.

3. Unterfamilie: *Margarodinae* Newst.

Porphyrophorinae Berl. 1898, *Porphyrophoridae* Mask. 1887, *Margarodinae* Newst. 1901, Fern. 1903, *Margarodidae* End. 1920, *Margarodinae* Mc. Gill. 1921.

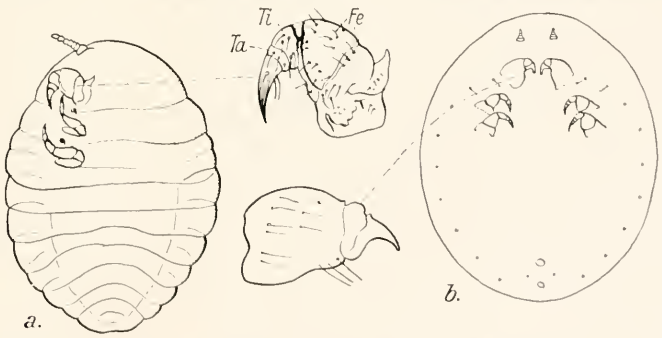


Abb. 90. — *a Margarodes meridionalis*, reifes ♀; *b Neomargarodes trabuti*, dasselbe, Ventralansichten. Die Vorderbeine sind in der Mitte stärker vergrößert dargestellt. — Nach Morrison aus Weber.

Deutlich segmentierte große Tiere mit wollig-fädiger, filziger oder glasiger Hülle oder mit fädigen Wachssekreten bedeckt. Mundwerkzeuge (Abb. 90) oder Beine können fehlen. Männchen fast durchweg mit Facettenaugen (Abb. 62) und langem Fadenschopf am Abdomen.

Margarodes Guild (= Porphyrophora): *M. vitium* Giard lebt unterirdisch an Rebenwurzeln, kann mehrere Jahre encystiert überdauern. Chile, Argentinien, Paraguay. Die Cysten werden von den Eingeborenen als Schmuck verwandt.

Xylococcus Löw: *X. filifer* Löw in Holz und Innenrinde der Linde, bevorzugt bis dreijährige Triebe, lebt aber auch in Gabelungen und Narben älterer Zweige. Mitteleuropa.

Steingelia Nass. (♂ mit 7 in einer Reihe stehenden Einzelaugen auf jeder Seite).

4. Unterfamilie: *Diaspidinae* Mask.

Diaspides Sign. 1868, *Diaspites* Targ. 1868, *Diaspidae* Mask. 1878, *Diaspines* Bl. 1883, *Diaspina* Dougl. 1886, *Aspidiotaria*, *Leucaspiaria* Atk. 1886, *Diaspidinae* Mask. 1887, Mc. Gill. 1921, *Diaspinae* Green 1896, Berlese 1898, Fern. 1903, Lind. 1912, *Diaspidae* End. 1920.

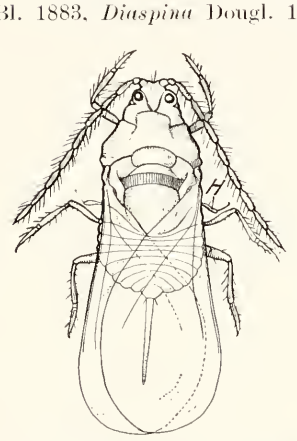


Abb. 91. *Aspidiotus*-♂, Flügel in Ruhestellung. — *H* = Hinterflügel. — Nach Berlese aus Weber.

Höchstens 5 *mm* lang, abgeplattet. Weibchen ohne Augen, Fühler und Beine. Das Hauptmerkmal ist ein aus Sekreten gebildeter Schild, welcher durch zwei Larvenexuvien dorsal verstärkt ist, der Bauchschild besteht aus dünner Wachslamelle (Abb. 37). Die Form des Schildes ist rund, oval oder kommaförmig. Die Analsegmente bilden ein meist dreieckiges Pygidium, das mit charakteristischen Anhängen besetzt ist. Männchen (Abb. 91) mit 4 großen unicornealen Augen und 2 persistierenden Larvalaugen, Kopf vom Thorax nicht deutlich abgesetzt.

Artenreichste Unterfamilie mit weiter Verbreitung.

Tribus: *Aspidiotini* Mc. Gill.

Aspidioti Berl. 1898, Lind. 1912, *Parlatoreae* Lind. 1912, *Aspidiotini* Mc. Gill. 1921.

Nur auf dem letzten Segment mit kammförmigen Anhängen.

Aspidiotus Bouché (Abb. 91).

A. hederae Vallot. Agrumenschädling der Mittelmeergegenden.

A. palmae Morg. schädlich auf Kakao und in Warmhäusern.

A. ostreiformis Curt. am Stamm von Obstbäumen, sehr polyphag. Ursprünglich in der gemäßigt-palaearktischen Region beheimatet. Nach USA. eingeschleppt.

A. pectinatus Lyr. Schädling von Heckenpflanzen. Südafrika.

A. perniciosus Comst., die berüchtigte San Joséschildlaus. Sehr polyphag, Heimat China, verschleppt nach Japan, Süd- und Nordamerika, Hawai, Australien, Argentinien, Indien, Südafrika, Neuseeland.

A. piri Licht. bildet dicke Krusten auf Obstbäumen. Mittel- und Südeuropa.

Aonidiella Leon. = *Chrysomphalus* Ashm.

Ch. aurantii Ckll. Schädlich auf Citrus in Kalifornien, auf Birnbäumen in Südafrika.

Ch. dictyospermi Leon. auf Citrus, Mittelmeergebiet.

Ch. aonidum L. auf Agrumen, Mittelmeergebiet.

Diaspidiotus Leon.

Hemiberlesia Cock.

Targionia Sign.

Tribus: *Parlatoriini* Mc. Gill.

Parlatoriae Berl. 1898, *Leucaspides* Berl. 1898, *Parlatoreae* Lind. 1912, *Parlatoriini* Mc. Gill. 1921, *Leucaspidini* Mc. Gill. 1921.

Mit kammförmigen Anhängen auf den beiden letzten Segmenten.

Parlatorea Targ:

P. Pergandei Comst. Tropen der Alten und Neuen Welt. *Citrus*-Kulturen.

P. zizyphi Lucas. Agrumen des Mittelmeergebietes (Abb. 84).

Gymnaspis Newst.

Syngenaspis Šulc.

Cryptoparlatorea Lind.

Leucaspis Targ.

Actenaspis Leon.

Salicicola Lind.

Tribus: *Mytilaspini* Balach.

Mytilaspides Berl. 1898, *Diaspides* Berl. 1898, *Diaspides* Lind. 1912, *Lepidosaphini* Mc. Gill. 1921, *Eioriniini* Mc. Gill. 1921.

Mit Drüsendornen auf dem Pygidium (Abb. 42*a*) und mit mytilusähnlichem Schild.

Lepidosaphes Shim. (= Mytilaspis Sign.)

L. Gloveri Kirk und *L. citricola* Pack. auf *Citrus*. Südeuropa.

L. ulmi Fern. (= *Mytilaspis pomorum*), die Kommaschildlaus, auf allen möglichen Holzpflanzen. Gemäßigte Zone der Alten und Neuen Welt.

Chionaspis Sign.

Ch. citri Comst. in Mittelamerika sehr schädlich auf *Citrus*.

Ch. salicis Sign. bringt *Vaccinium myrtillus* flächenweise zum Absterben.

Fiorinia Targ.

Tribus: *Diaspidini* Mc. Gill.

Diaspides Berl. 1898, *Diaspides* Lind. 1912, *Diaspidini* Mc. Gill.

Mit Drüsendornen auf dem Pygidium, mit rundem Schild.

Diaspis Costa:

D. echinocacti Fern. in Gewächshäusern sehr lästig.

Epidiaspis betulae Ldgr. verursacht Verkrüppelungen von Obstbäumen.

Aulacaspis Cock:

A. (= *Diaspis*) *pentagona* Newst. (Abb. 88). Auf Agrumen Ostasiens und der Mittelmeerländer. Besitzt große Anpassungsfähigkeit innerhalb weiter Temperaturgrenzen. Auch auf Maulbeerbäumen schädlich.

Howardia Berl.:

H. biclavis Berl. & Leon. Unter der Rinde von Holzpflanzen, eine der gefährlichsten und größten Diaspidinen. Heimat Mittelamerika.

5. Unterfamilie: *Conchaspinae* Green

Conchaspinae Green 1896, Cock. 1899, Newst. 1901, Fern. 1903, Mc. Gill. 1921.

Von Schild bedeckt, in welchem keine Exuvien enthalten sind. Segmentierung deutlich. Rüssel 2gliedrig. Indien, Amerika.

Conchaspis Cock.

6. Unterfamilie: *Asterolecaniinae* Berl.

Lecanodiaspites Sign. 1868, Targ. 1869, *Lecanodiaspidae* Mask. 1878, *Crypto-Kermitidae* et *Lecanio-Diaspidae* Mask. 1879, *Lecanodiasparia* Atk. 1886, *Hemicoccidinae* Mask. 1887, *Lecanodiaspidae* Ldg. 1898, *Asterolecaniinae* Berl. 1898, *Asterolecaniidae* End. 1920, *Asterolecaniinae* Lind. 1912, Mc. Gill. 1921, *Dactylopiinae* Fern. 1903.

In wachsartiger undurchsichtiger oder glasiger Hülle. Ohne Extremitäten und Augen. Rüssel 1—2gliedrig. Die Segmentgrenzen ± deutlich. Paarweise zusammenstehende Drüsenöffnungen.

Asterolecanium Targ.:

A. bambusae Boisd. und *A. miliaris* Boisd. Tropen und Subtropen auf Bambus.

A. fimbriatum Cock. auf krautigen Pflanzen. Süd-, West- und Mitteleuropa.

A. pustulans Cock. Schädlich auf Kakao, Pfirsich, Ficus. Tropisches Amerika.

A. variolosum Cock. bewirkt auf Eichen rundliche Vertiefungen mit erhöhten Rändern. Europa, Algier.

Lecaniodiaspis Targ.

Cerococcus Comst.:

C. hibisci Green. Schädling auf Baumwolle in Indien.

Pollinia: Targ.

P. pollinia Ckll. Ölbäume. Mittelmeergebiet.

7. Unterfamilie: *Lacciferinae* Chamb.

Tachardiinae Green 1896, Cock. 1899, Newst. 1901, Fern. 1903, *Brachyscelinae* Ldg. 1898, *Lacciferidae* Chamb. 1925/26, *Tachardiidae* Ferris.

Weibchen und Larven leben in einer Lackzelle (Abb. 40), welche Öffnungen für die Stigmen und den Analtuberkel frei läßt. Undeutlich segmentiert (Abb. 30), ohne Augen, mit 2gliedrigem Rüssel. Extremitäten rudimentär, auf dem Rücken ein unpaarer Dorn. Analring mit 10 Borsten. Brachialplatten sitzend oder auf seitlichen Fortsätzen. Männchen geflügelt oder ungeflügelt (Abb. 1), mit 2 langen Wachsraifen am Hinterrende, Kopf deutlich vom Thorax abgesetzt.

Tropen und Subtropen der Alten und Neuen Welt.

Tachardia Sign.

Tachardiella Cock. (Abb. 38).

Tachardina Cock.

Austrotachardia Chamb.

Die Hauptwirtspflanzen sind: *Butea frondosa* Roxt., *Schleichera trijuga* Witte, *Zizyphus jujuba* Lack. *Ficus religiosa* Linn., *Cajanus indicus* Spreng., *Shorea talura* Roxb.

Wichtige Lackdistrikte Indiens sind: Manbhum, Palamau, Ranchi, Singhbhum.

Mahdihassan hat die Gattung *Tachardia* Ckll. aufgeteilt in

a) *Lakshadia* = echte Lackinsekten mit glasartigem Lack, der sich ohne Quellung in Alkohol löst.

b) *Tachardia* i. e. S. = Pseudolackinsekten mit ledrigem Sekret, das in Alkohol verquillt und sich nicht löst. Chamberlin hat sich gegen diese Einteilung gewandt und folgende Gattungen aufgestellt: *Laccifer* (*Tachardia*, *Lakshadia*). *Metatachardia* (*Lakshadia* Mhd.), *Tachardiella* Ckll., *Afrotachardia* Chamb.

Es sind weitere Untersuchungen nötig, um die Systematik der Lackschildläuse zu klären.

8. Unterfamilie: *Coccinae* Green

Coccides A. S. 1843, *Dactylopites* Sign. 1868, *Coccites* Targ. 1868, *Coccines* Bl. 1883, *Coccina* dgl. 1886, *Coccaria* Atk. 1886, *Coccidae* + *Dactylopidae*, *Coccidinae* Mask. 1887, *Dactylopiinae* + *Coccinae* Green 1896, Berl. 1898, *Dactylopiinae* Newst. 1901, *Dactylopidae*, *Coccinae* Lidg. 1898, *Dactylopiinae* et *Phenacoleachiinae* Fern. 1903, *Coccinae* + *Dactylopiinae* Lind. 1912, *Coccinae* Heym. 1915, *Dactylopiidae* End. 1920, *Coccinae*, *Phenacoleachiinae*, *Eriococcinae* Mc. Gill. 1921, *Coccinae* Handl. 1925.

Meist große, deutlich segmentierte Tiere (Abb. 1*a*), selten nackt, meist mehlig gepudert oder in Hülle von Wachs. Larve zunächst freibeweglich, später sessil, manche Arten dauernd frei. Rüssel 1—3gliedrig. Hinterende nicht gespalten. Männchen mit wechselnder Zahl von Augen, Kopf deutlich vom Thorax abgesetzt. Hinterende mit Wachsraifen (Abb. 63 und 92).

Pseudococcus Westw.:

P. adonidum L. in Warmhäusern oft schädlich (*Musa*, *Cycas*).

P. citri Fern. Auf Agrumen, Feigen, Reben schädlich. Mittelmeergebiet.

P. comstocki Kuw.: Jährl. 3 Generationen. Heimat Japan, China. Auf *Pirus*. Knopfähnliche Gallen. Viel Honigtau.

P. lilacinus Ckll., „the commoncoffee-mealy bug", Kaffeelaus. Bedingt Blattfall. Ostafrika.

Ripersia Sign.:

R. resinophila Green bettet die Zweige von *Pinus excelsa* in dicke Gummimasse ein. Hemmt das Längenwachstum. Himalaya.

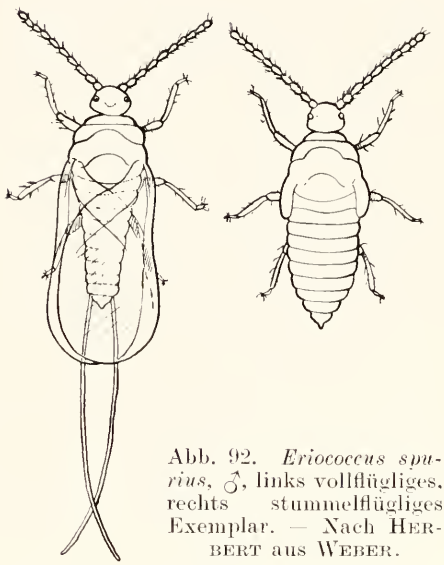


Abb. 92. *Eriococcus spurius*, ♂, links vollflügliges, rechts stummelflügliges Exemplar. — Nach Herbert aus Weber.

Fonscolombia Fonsc.: *F. fraxini* Ckll. Auf Stamm und Wurzeln der Esche. Mitteleuropa.

Ceroputo nipae Ldgr. In Warmhäusern auf Palmen. In Indien an Baumwolle und Kartoffeln.

Cryptococcus Dougl.:

C. fagi Dougl. Krebsartige Wucherungen an Buche. Mitteleuropa und England.

Eriococcus Targ.:

E. araucariae Mask. bringt die Seitentriebe von Araucarien zum Absterben.

Termitococcus Silv. In Termitennestern.

Phenacoccus Cock.:

Ph. aceris Ckll. an Reben.

Nidularia Targ.

Gossyparia Sign., *G. mannifera* Hardw. auf der Manna-Tamariske.

Dactylopius (*Coccus* L.) *coccus* Costa, Cochenilleschildlaus, Heimat Mexiko, 1826 in Spanien und auf den Kanaren eingeführt.

9. Unterfamilie: *Hemicoccinae* Green

Coccides A. S. 1843, *Lecaniinae*, *Hemicoccidae*, *Kermitidae* Mask. 1879, *Kermesaria* Atk. 1886, *Hemicoccidinae* Mask. 1887, *Hemicoccinae* Green 1896, Newst. 1901, Berl. 1898, *Kermitidae* Lidg. 1898, *Kermesinae* Cock. 1899, Mc. Gill. 1921, *Dactylopiinae* Fern. 1903, *Hemicoccinae* Lind. 1912, *Hemicoccidae* End. 1920.

Große, oft kuglige oder nierenförmige Tiere. Segmentierung verwischt, ohne Wachsbedeckung, meist lebhafte Farben, Rüssel 2gliedrig, Abdomen ohne Spalt.

Kermes Boit:

K. quercus L. in Rindenrissen der Eiche, bringt oft Bäume bis 70 cm Durchm. zum Absterben. Mitteleuropa, Schweden. Andere Arten in Eurasien, Australien, Amerika.

K. vermilio Planch. („Karmesinbeere") wurde zur Rotfärbung der Kopfbedeckung von Türken und Griechen verwandt.

10. Unterfamilie: *Lecaniinae* Green

Lecanides Sign. 1868, *Lecanites* Targ. 1868, *Lecanidae*, *Lecaninae*, *Lecanococcidae*, *Pulvinariae* Mask. 1878/79, *Lecanines* Bl. 1883, *Lecanina* Dgl. 1886, *Signoretiaria*,

Pulvinariaria Atk. 1886, *Lecanidinae*, *Lecanidae*, *Lecanococcidae*, *Lecanaria*, *Ceroplastaria* Mask. 1887, *Lecaniinae* Green 1896, Berl. 1898, *Lecaninae*, *Lecanococcidae* Lidg. 1898, *Lecaniini*, *Ctenochitonini* Cock. 1899, *Dactylopiinae* + *Coccinae* Fern. 1903, *Coccidae* End. 1920, *Lecaniinae* Mc. Gill 1921, *Lecaniinae* Lind. 1912.

Alle Arten haben am Hinterende einen Längsspalt (Abb. 1*b*). Bauchseite meist flach, Rücken gewölbt (Abb. 1*b* u. *c*). Ohne deutliche Segmentierung. Rückenseite schildartig erhärtet. Meist nackt, selten mit Wachsfilz. Analöffnung mit haartragendem Ring, von zwei dreieckigen Analklappen bedeckt (Abb. 28). Rüssel 1gliedrig. Männchen mit verschiedener Anzahl Augen. Sehr artenreich, über alle Gebiete verbreitet.

Ceroplastes Gray. *C. ceriferus* And., Ostasiatische Wachslaus.

C. rusci Targ. auf *Citrus*, *Ficus*, *Vitis*. Mittelmeergebiet.

C. floridensis Comst. Weitverbreitet auf Nutz- und Zierpflanzen der Tropen.

Eriopeltis Sign., in dichtem, weißem Filz.

Fillipia Targ.

Lecanopsis Targ.

Pulvinaria Targ.

P. betulae L. Sehr schädlich auf Reben. Europa, Nordafrika, Amerika.

Vinsonia Sign.

Lecanium Burm. (Eulecanium Bouché).

L. bituberculatum Targ. Weißdorn, Obstbäume, Europa.

L. corni Bouché. Sehr polyphag. Europa, Amerika.

L. hesperidum Burm. Sehr schädlich auf *Citrus*.

L. oleae Walk. Schädlich auf Ölbäumen. Subtropen.
(= *Saissetia oleae* Bern).

Physokermes Targ.

Ph. coryli Ldgr. Obstbäume, Ahorn, Europa.

Ph. piceae Fern. Schwächt die Gipfeltriebe von Picea. Sehr schädlich.

Aclerda Sign.

Ericerus Westw.

E. pé-la Char. Ostindische Wachsschildlaus.

11. Unterfamilie: *Brachyscelinae* Green

Brachyscelides Sign. 1876, *Brachyscelines* Bl. 1883, *Brachyscelina* Atk. 1886, *Brachyscelinae* Green 1896, Newst. 1901, *Brachyscelininae* Berl. 1898, *Apiomorphinae* Mc. Gill. 1921.

Sämtliche Arten leben in Gallen. Deutlich segmentiert. Augen rudimentär, Australien, Neuseeland.

Brachyscelis Sign.

IX. Geographische Verbreitung

Den Schildläusen kommt zwar eine weltweite Verbreitung über alle Gegenden der Erde zu, sie sind aber trotzdem vor allem tropische und subtropische Tiere. Ihre geographische Verbreitung ist weniger durch die Temperatur beeinflußt als durch die Verbreitung ihrer Nährpflanzen. Der Winter gemäßigter

Regionen setzt dem Vordringen tropischer und subtropischer Pflanzen unüberwindliche Schranken. Eher gelingt es Pflanzen gemäßigter Gegenden, in den Subtropen und Tropen ein Fortkommen zu finden. Entsprechende Gesetzmäßigkeiten gelten auch für die auf diesen Pflanzen schmarotzenden Schildläuse, insbesondere für monophage Arten, während polyphage Arten bei zusagenden Wirtspflanzen auch in anderen Klimaten gedeihen. So wurde die weite Verbreitung der gefürchteten San José-Schildlaus durch die große Zahl ihrer Nährpflanzen ermöglicht. Auch bei einer Reihe anderer Arten waren die Umstände einer Verschleppung über große Räume günstig: *Aulacaspis pentagona*, *Chrysomphalus aurantii*, *Parlatoria Blanchardi*, *Icerya purchasi*, *Ceroputo nipae* u. a.

Als speziell nach Mitteleuropa und in das Mittelmeergebiet eingeschleppte Arten gibt Lindinger (1912) folgende Arten an: *Aulacaspis pentagona*, *Chrysomphalus aurantii*, *Chr. dictyospermi*, *Chr. ficus*, *Eriococcus araucariae*, *Icerya purchasi*, *J. aegyptica*, *Pseudococcus adonidum*, *Pulvinaria floccifera*, *P. psidii*, *Protopulvinaria piriformis*. Eingeführt wurde *Dactylopius coccus*.

Nach Wünn sind folgende Arten des Rheintals südlicher Herkunft: *Asterolecanium fimbriatum*, *Filippia oleae*, *Aspidiotus labiatarum*. Bei mehreren mediterranen Arten besteht die Möglichkeit, daß sie auf mitteleuropäische Pflanzen übergehen, so bei *Lecanium hesperidum*, *Aspidiotus hederae*, *Pulvinaria floccifera*.

Über die geographische Verbreitung der Cocciden der **palaearktischen Region** mit besonderer Berücksichtigung des Mittelmeerbeckens liegen neuere Untersuchungen von Bodenheimer (1934) vor, bei welchen die Zusammenstellungen von Signoret, Targioni-Tozzetti, Marchal, Leonardi, Silvestri, Lindinger, Vayssière, Balachowsky mitberücksichtigt werden. In dieser Region treten 429 Arten auf, davon sind 86 Species subtropische Einwanderer. Die Verteilung auf die einzelnen Gebiete ergibt sich aus folgender Übersicht: Es sind holarktisch 11, eurosibirisch 25, mediterrano-eusibirisch 9, omni-mediterran 41, andaluso-canarisch, franco-algerisch 92, ostmediterran 20, mediterrano-saharo-sindian 7, saharo-sindian 70, saharo-sindian-irano-turanisch 5, irano-turanisch 11, mauretanisch 7, mediterrano-irano-turanisch 12, eurosibirisch-irano-turanisch 3, saharo-sindian-sudano-decanisch, palaeo-tropisch 6. Dem Gesamtgebiet des Mittelmeers gehören demnach 182 Arten an, dem eurosibirischen 31, dem saharo-indischen Gebiet 80, dem irano-turanischen Gebiet 28, dem holarktischen 11.

Im Gesamtgebiet treten 23 endemische Arten auf und zwar: Omni-mediterran: *Cryptaspidiotus*, *Micrococcus*, *Nidularia*, im westlichen Mittelmeergebiet *Mercetaspis*, *Protargionia*, *Parafairmairea*, *Iberococcus*, im östlichen Mittelmeergebiet *Melanaspis*, *Euphilippia*, *Bodenheimera*, *Marchalina*. Der palaeotropischen tertiären Relictfauna gehören an: *Pseudococcus variabilis*, *Antonina* spec. Auch *Cryptophyllaspis* muß als Relikt aufgefaßt werden, denn die Gattung ist nur mit einer Art in Madeira und den Kanarischen Inseln, 3 Arten auf Ceylon und einer Art im Bismarck-Archipel vertreten. *Chionaspis*

herbae ist ein Relikt auf Ceylon, in Palästina und im Sinai. Als Vertreter ältester Zeiten müssen die weitverstreuten Gattungen *Cerococcus* und *Ctenochiton* bezeichnet werden. Alte atlantische Elemente sind: *Hemiberlesia ephedrarum* Lind., *Chionaspis striata* Newst., *Gueriniella serratulae* Sign.

Boreale Einwanderer, die während der Eiszeit südwärts wanderten, sind: *Aspidiotus abietis* Schw., *Luzulaspis jahandiezi* Bal., *Sphaerolecanium emerici* Planch., *Ripersia montana* Newst., *R. tomlini* Green, *Orthezia arenariae* Vayss., *Palaecococcus fuscipennis* Baer. Ältere Einwanderer aus dem Sudan sind: *Chionaspis berlesei* Leon., *Saissetia oleae* Bern., jüngere Einwanderer: *Pulvinaria serpentina* Berl., *Ceroplastes mimosae* Sign., *Halimococcus* thebaicus Hall, *Pseudaspidoproctus hyphaenicus* Hall.

Wirkliche paläarktische Cocciden sind nach Cockerell (1894):

(Die Ziffern hinter den Gattungen bedeuten die Zahl der Arten.)

Porphyrophora 5	*Signoretia* 1
Guerinia 1	*Fillipia* 1
Palaecococcus 2	*Eriopeltis* 3
Nidularia 1	*Lichtensia* 1
Antonina 1	*Pulvinaria* 17
Xylococcus 1	*Ceroplastes* 2
Gossyparia 2	*Physokermes* 1
Eriococcus 6	*Lecanium* 32
Rhizococcus 1	*Lecanopsis* 2
Bergrothia 1	*Spermococcus* 1
Oudablis 2	*Aclerda* 1
Dactylopius 11	*Exoercetopus* 1
Puto 1	*Fairmairia* 1
Phenacoccus 12	*Aspidiotus* 25
Ripersia 4	*Diaspis* 8
Tetrura 1	*Aulacaspis* 1
Cryptococcus 1	*Mytilaspis* 9
Kermes 9	*Pinnaspis* 1
Orthezia 5	*Chionaspis* 9
Asterolecanium 5	*Leucaspis* 5
Pollinia 2	*Fiorinia* 1
Lecaniodiaspis 1	*Aonidia* 2.

Typische Arten der **Äthiopischen Region** sind:

Monophlebus raddoni Westw., *Aonidia blanchardi* Targ., *Ceroplastes myricae* L., *Coccus diosmatis* L., *Phenacoccus gypsophilae* Hall, *Ortonia natalensis* Douglas, *Dactylopius graminis* Mask., *D. bromeliae* Mask., *Ceroplastes vinsoni* Sign., *Trionymus euphorbiae* Hall, *Trionymus polyporus* Hall, *Trabutina elastica* March., *Lepidosaphes intermittens* Hall.

Die Fauna von **Ceylon** beherbergt nach Green vor allem Arten der Gattungen *Walkeriana*, *Monophlebus*, *Icerya*, *Eriococcus*, *Dactylopius*, *Pseudo-*

coccus, Orthezia, Pulvinaria, Vinsonia, Ceroplastes, Lecanium, Carteria, Asterolecanium, Aspidiotus, Diaspis, Mytilaspis, Chionaspis, Fiorinia, Aonidia.

Die Fauna von **Indien** wurde durch Ramakrishna Aiyar, die von Formosa durch Takahashi studiert. Von einer Aufzählung der Arten muß abgesehen werden. Allein in Formosa hat Takahashi (bis 1935) 277 Arten gesammelt. Die Cocciden Japans hat Kuwana (1916—1926) untersucht.

Die **Australisch-Neuseeländische Region** wurde vor allem durch Maskell (1881) erforscht. Er stellte in Australien 108, auf Neuseeland 77 Arten fest. Froggatt (1914—1917) und Morrison (1922) haben weitere Arten beschrieben. Doch muß auf die Originalarbeiten verwiesen werden. Dasselbe gilt für die Coccidenfauna **Amerikas**, die durch zahlreiche Autoren gründlichst durchforscht wurde. Allgemeine Gesichtspunkte bezüglich der geographischen Verbreitung ergeben sich bei dem gegenwärtigen Stand der Forschung nicht. Die wichtigsten Arten findet man, soweit das Nordamerika betrifft, zusammengestellt bei Ashmead, Barber, Cockerell, Dietz & Morrison, Ferris, Lawson, Jarvis. Die Cocciden Südamerikas wurden durch Autran (Argentinien) und Hempel (Brasilien) beschrieben.

X. Palaeontologie und Stammesgeschichte

1. Die ältesten Anzeichen für das Auftreten von Cocciden stammen aus der Kreide. Es handelt sich nicht um Überreste der Insekten oder um Abdrücke von solchen, sondern um Gallen auf Eukalyptusblättern, wie sie noch heute in Australien auf Eukalyptus durch Schildläuse verursacht werden.

Überreste von Cocciden selbst liegen nur aus dem Oligozän und Miocän vor, und zwar von 8 Arten aus dem baltischen Bernstein (Unteres Oligozän): *Monophlebus crenatus* Koch-Berendt, *M. irregularis* Germar-Berendt, *M. trinervosus* Germ.-Berendt, *M. pinatus* Germ.-Ber. *Orthezia* (?) *electrina* Menge. *Coccus avitus* Menge, *C. termitinus* Menge, *Dorthesia* sp. Menge.

Aus dem mittleren Miocän von Sizilien (Melilli) hat Pampaloni eine *Aspidiotus* sp. beschrieben, in dem Miocän von Florissant (Colorado) fand Scudder *Monophlebus simplex*.

2. Nach Handlirsch fällt die Entstehung der Cocciden in den Jura und in die untere Kreide. Die Phylogenese stellt sich Handlirsch, dessen Anschauungen hier mit allem Vorbehalt wiedergegeben werden sollen, folgendermaßen dar: In der Trias leiten sich von den *Protohomoptera* die *Procercopidae* ab. Von diesen zweigen während des Unteren Jura mit gemeinsamer Wurzel die Cocciden und Psylliden ab, eine Trennung beider soll zu Beginn der Kreide erfolgt sein. Die Cocciden sind trotz einzelner primitiver Merkmale (homonomgegliederte Fühler) höher spezialisiert als die Psylliden, insbesondere betrifft die Spezialisation die starke Reduktion des Flügelgeäders der Vorderflügel und die Rückbildung der Hinterflügel. Die *Monophlebinae* sind zweifellos die primitivsten Formen, was schon aus dem Vorhandensein von Abdominalstigmen und von Facettenaugen hervorgeht. Ihnen schließen sich die *Orthe-*

ziinae und die *Margarodinae* eng an. In lockerer Verwandtschaft zu diesem Formenkreis stehen die *Diaspidinae*, die ihre Spezialisation wohl erst in erdgeschichtlich jüngster Zeit erhalten haben und ihre Hauptentfaltung in der Gegenwart haben.

In enger verwandtschaftlicher Beziehung stehen zweifellos zueinander die Unterfamilien der *Asterolecaniinae*, *Coccinae*, *Hemicoccinae* und *Lecaniinae*.

Schwierigkeiten bereitet die Einreihung der *Brachyscelidae* und der *Tachardiinae* (*Lacciferidae*). In beiden Fällen handelt es sich um recht einseitig spezialisierte Formen. Zweifellos haben die Lackschildläuse nur geringe verwandtschaftliche Beziehungen zu den übrigen Schildläusen. Ferris und Chamberlin haben sie daher als besondere Familie neben die *Coccoidae* gestellt, ein Vorgehen, das durch den atypischen Bau der Weibchen nahegelegt wird, durch den typischen Bau der Männchen, als dem weniger abgeleiteten Geschlecht, aber nicht gerechtfertigt erscheint.

Zur Feststellung des phylogenetischen Alters der einzelnen Arten kann nach Bodenheimer die Theorie des Botanikers Willis Anwendung finden, nach welcher die weitverbreiteten Arten die ältesten, die endemischen Arten dagegen die jüngsten sind. Man muß dabei nur berücksichtigen, durch welche Faktoren der Ausbreitung mancher Arten Grenzen gesetzt wurden, wodurch manche Arten als Endemismen erscheinen. Eine Reihe von Regeln hat ferner Mahdihassan (1936) bei Schildläusen festgestellt:

a) Wenn von zwei verwandten Arten die eine Art ein Geschlechterverhältnis zugunsten des Männchens hat, so ist sie die phylogenetisch ältere.
b) Größere Arten sind meistens phylogenetisch älter als kleinere.
c) Von zwei verwandten Arten ist diejenige mit einer geringeren Anzahl von Wirtspflanzen die jüngere.

Bei der Feststellung verwandtschaftlicher Beziehungen scheint der von Steinweden eingeschlagene Weg einer sorgfältigen Analyse der Hautdrüsen am meisten Aussicht auf Erfolg zu haben.

Schriftenverzeichnis[1]

Abbot, W. S., Culver, J. J., Morgan, W. J.: Effectiveness against the San José Scale of the dry substitutes for liquid lime-sulphur. — Bull. U. S. Dep. Agric. Ent.; 1926.

Altum, B.: Über Woll- und Schildläuse. — Z. Forst- Jagdwes. 1885.

Anderson, J.: Lettres to Sir Jos. Banks on the subject of Cochineal-Insects, discovered at Madras. Madras; 1788.

— Lettres on Cochineal, continued etc.; Madras 1789.

— The conclusion of lettres on Cochineal etc.; 1790.

— Monographia Cocci ceriferi, Madras 1790.

— Correspondence for the introduction of Cochineal Insects from America; Madras 1791.

[1] Die ältere Literatur findet man zusammengestellt bei Signoret 1868–1876. Von den überaus zahlreichen rein systematischen Arbeiten konnten nur die wichtigsten aufgeführt werden, ebenso aus dem Gebiet der angewandten Zoologie.

Anderson, J.: Five Lettres on Cochineal Insects. — Übersetzt von Borges. „Der Naturforscher"; 1791.
— An account of the importation of American Cochineal-Insects into Hindostan; 1795.
Atkinson, E. T.: Insect-pests belonging to the Homopterous family *Coccidae*; 1886.
Autran, E.: Las Cochinillas Argentinas. — Bol. Min. Agric. Argentina; 1907.
Ayyar, T. V. R.: Nim Mealy Scale (*Pulvinaria maxima* Green). — Mem. Dep. Agric. Ind. Ent. (8); 1925.
Baerensprung, F. v.: Beobachtungen über einige einheimische Arten aus der Familie der Coccinen. — Z. Zool., Zoot. u. Palaeozool. **1**; 1849.
Balachowsky, A.: Note sur deux prédateurs du *Parlatoria Blanchardi* Targ. et sur leur utilisation en vue de la lutte contre ce Coccide. — Bull. Soc. Hist. nat. Afr. Nord, **16**; 1925.
— Contribution à l'étude des Coccides de l'Afrique mineur. — Bull. Soc. Hist. nat. Afr. Nord, **19**; 1928.
— Contribution à l'étude des Coccides de France. Faune de Corse. — Bull. Soc. ent. France; 1931.
— Étude biologique des Coccides du Bassin occidental de la Méditerranée. — Ene. ent., **15**; Paris 1932.
— La théorie des „places vides" et le peuplement des végétaux par les *Coccidae*. — Bull. Soc. ent. France; 1932.
— Recherches biogéographiques sur la faune des Coccides de Corse. — C. R. Soc. Biogéogr. Paris, **11**; 1934.
Balachowsky, A. & Mesnil, L.: Les insectes nuisibles. Paris 1936. (Mit Verzeichnis der zahlr. Arbeiten von Balachowsky.)
Barber, H. G.: Coccides of Louisiana. — J. econ. Ent., **3/4**; 1910/11.
Basinger, A. J.: Reproduction in Mealybugs. — Ann. ent. Soc. America, **27**; 1934.
Bathelier, J.: Observations sur les prédateurs des cochenilles à stick-lac. — Bull. économ. Indochine, **28**; 1925.
Bayer, C. G. F. H.: Over de Biologie van *Pseudococcus adonidum* Westw. — Diss. Leiden 1929.
Becker, M.: Über Insektenwachse: Coccerin, das Wachs der Cochenille-Schildlaus. — Biochem. Z. **239**; 1931.
Bellio, G.: Sulla variabilita di alcuni caratheri in *Leucaspis riccae* Targ. — Boll. Labor. Zool. Portici, **22**; 1928.
— Note su *Diaspinae* dell Estremo Oriente. Ebenda **22**, 1928/29.
Berlese, A.: Intorno alle Coccíniglie degli agrumi e al modo di combatterle. — Riv. Patol. veg., **1**; Padova 1892.
— Le Coccíniglie italiane viventi sugli agrumi. Parte 1. Dactylopius. — Riv. Patol. veg., **2**; 1894.
— Le Coccíniglie italiane viventi sugli agrumi. Parte 2. Lecanium. — Riv. Patol. veg., **3**; 1894.
— Le Coccíniglie italiane viventi sugli agrumi. Parte 3. Diaspiti. — Riv. Patol. veg., **4** und **5**; 1896.
— Gli Insetti; 1909.
— La distruzione della *Diaspis pentagona* a mezzo della *Prospaltella berlesei*. — Redia, **10**; 1915.
Berro y Aguilera, J. M.: Die Schildlaus *Icerya purchasi* in Almeria. — Int. landw. Rundschau, **18**; 1927.
Betrem, J. G.: Gegevens omtrent de biologie van de Dompolanluis (*Pseudococcus citri*) en de Lamtoroluis (*Ferrisiana virgata*). — Arch. Koffiecult. Ned.-Indie, **2**; 1936.
— De oecologie en epidemiologie van de witte Luizen (*Pseudococcus*). — Ebenda; 1936.
— De morphologie en systematiek van enkele van de voornaamste witte Luizensorten van Java. — Ebenda; 1936.

Blanchard, R.: Les Coccides utiles. — Bull. Soc. zool. France, **8**; 1883.
Bliss, C. J. B., Broadbent, M. & Watson, S. A.: The life history of *Chrysomphalus aurantii* Mask. — J. econ. Ent., **24**; 1931.
Bodenheimer, F. S.: Palästina Fauna. — Zionist. Organis. Inst. Agric. nat. hist. Agr. Exp. Stat. Bull., **1**; 1924.
— Second note on the Coccidae ot Palestine; 1926.
— Première note sur les Cochenilles de Syrie. — Bull. Soc. ent. France, 1926.
— Les frontières écologiques d'une Cochenille *le Guerinia serratulae* Fab. — Ebenda, 1927.
— Über die für das Verbreitungsgebiet einer Art bestimmenden Faktoren. — Biol. Zbl., **47**; 1927.
— Contribution to the knowledge of Citrus insects in Palestine. III. On the Zoogeography and Ecology of citrus insects, particulary those of Palestine and Mediterranean countries. — „Hadar" III; 1930. Tel.-Aviv.
— *Icerya purchasi* Mask. und *Novius cardinalis* Muls. Eine bevölkerungswissenschaftliche Studie über die Grundlagen der biologischen Bekämpfung. — Z. angew. Ent., **19**; 1932.
— Sur la dynamique des fluctuations *d'Icerya purchasi* Mask. et de *Novius cardinalis* Muls. — Trav. V. Congr. intern. Ent.; Paris 1933.
— Studies on the zoogeography and ecology of Palaearetic Coccidae I—III. — Eos., **10**; 1934.
Bodenheimer, F. S. & Guttfeld, M.: Über die Möglichkeit einer biologischen Bekämpfung von *Pseudococcus citri* Risso in Palästina. — Z. angew. Ent., **15**; 1925.
Bodkin, G. E.: The fig wax Scale (*Ceroplastes rusci* L.) in Palestine. — Bull. ent. Res., **17**; 1926/27.
— The Scale insects of British Guyana. — J. Board Agric. Brit. Guyana (Demerara), **7** (Nr. 3); 103; 1913.
Bolle, J.: Die Schildlaus des Maulbeerbaumes (*Diaspis pentagona* T.-T.) und deren biologische Bekämpfung. — Z. angew. Ent., **1**; 1914.
Böning, K.: Insekten als Überträger von Pflanzenkrankheiten. — Z. angew. Ent., **15**; 181—206; 1929.
Boratynski, K.: Sur l'anatomie de la femelle de *Margarodes polonicus* Ckll. — C. R. Soc. Biol. Paris; 1928.
Börner, C.: Parametabolie und Neotenie bei Coceiden. — Zool. Anz., **35**; 1910.
— Mandibeln und Maxillen bei Psociden, Thysanopteren und Rhynchoten. — Z. wiss. Ins. biol., **24**; 1929.
— Über System und Stammesgeschichte der Schnabelkerfe. — Ent. Beih. Berlin-Dahlem **1**; 1934.
— Züchtung der Homopteren. — Abderhaldens Handb. der biolog. Arbeitsmethoden Abt. IX. Tl. 1, 2.
Bose: *Orthezia characias*. — J. Phys., **24**; 1784.
Bouché, P. Fr.: Naturgesch. der Insekten, bes. in Hinsicht ihrer ersten Zustände als Larven und Puppen; 1834.
— Beiträge zur Naturgeschichte der Scharlachläuse (*Coccina*). — Stettin. ent. Ztg., **5**; 1844.
Brain, C. K.: Coccides of South-Africa. — Trans. R. Soc. SO-Africa, **5**; 1915. Bull. ent. Res., **9**; 1918/1919. **10** u. **11**; 1919/20.
— The *Coccidae* of South Afrika. — Trans. R. Soc. S. Afr., **5**; 1915.
— A preliminary report on the intracellular symbionts of South African Coccidae. — Ann. Univ. Stellenbosch, 1. A.; 1923.
Brandt, I. F.: Beiträge zur Entwicklungsgeschichte der Libelluliden und Hemipteren. — Mém. Ac. Sci. Pétersb., **13**; 1869.
Brauer, F.: Systematisch-zoologische Studien. — S.-B. Akad. Wiss. Wien, **91**; 1885.

Breest, F.: Zur Kenntnis der Symbiontenübertragung bei viviparen Cocciden und bei Psylliden. — Arch. Protistenk., **34**; 1914.

Brues, Ch. T. & Glaser, R. W.: A symbiotic Fungus occuring in the fatbody of *Pulvinaria innumerabilis*. — Biol. Bull. Wood's Hole, **40**; 1921.

Buchner, P.: Studien an intrazellulären Symbionten. 1. Die Intrazellulären Symbionten der Hemipteren. — Arch. Protistenk., **26**; 1912.

— Rassen- und Bakterioidenbildungen bei der Hemipteren Symbiose. — Biol. Zbl. **42**; 1922.

— Tier und Pflanze in Symbiose; Berlin 1930.

— Wirtskörper und Symbiontengestalt. — Atti XI. Congr. Internat. Zool.; Padua 1930.

— Symbiontengestalt und Wirtsorganismus. — Arch. zool. ital., **16**; 1932.

Brulley, C. A.: Essai sur la Cochenille et le Nopal, pour servir à l'établissement de la première Nopalerie française dans l'île Saint-Domingue. — Paris 1794 imp. du Lycée des arts.

Buecker, E. D.: Mealy-Bugs (Coccidae) of nests of ants (Lasius). — Univ. Colorado Stud., **18**; 1931.

— Glandes cirières de *Flata* (*Phromnia*) *marginella*. — Bull. Soc. Vaudoise Sci. Nat., **43**; 1907.

Bugnion, E. & Popoff, N.: La cire blanche de Chine. — Bull. Soc. Vaudoise Sci. Nat., **44**; 1909.

Bünzli, G. H.: Untersuchungen über coccidophile Ameisen aus den Kaffeefeldern von Surinam. — Mitt. Schweiz. ent. Ges., **16**; 1937.

Burmeister, H.: Handbuch f. Entomologie; 1835.

— Beschreibung eines neuen *Coccus* (*sruni*). — Z. wiss. Zool., **1**; 1848.

Büsgen, M.: Der Honigtau. — Jena. Z. Naturw., **25**; 1892.

Camerano, L.: Note intorno ad una specie di Chionaspis novica all *Eronymus japonicus*. — Ann. Acc. Torino, **26**; 1885.

Canto, C. P.: Sobre la embriologia del *Margarodes vitium* Giard. — Acta Soc. Sci. Chili Santiago, **6**; 1896.

Canton, R. G.: Documento relativo al Axe ò Ni- in. — Naturaleza México, **6**; 1884.

Carter, H. J.: On the natural history of the lac insect. — Ann. Nat. hist., (3) **7**; 1861.

Carter, W.: The symbionts of *Pseudococcus brevipes* Ckl. — Ann. Ent. Soc. Amer., **28**; 1935.

Catchings, T. F. & Whitcomb, W. D.: Notes on Winter Mortality of three Coccids *Pseudaonidia duplex* Ckll. *Chrysomphalus aonidum* L., *Ch. dictyospermi* Morg. at New Orleans, Louisiana. — J. econ. Ent., **17**; 1924.

Cendaua, S. M.: Studies on the biology of *Coccophagus* (*Hymenoptera*), a genus parasitic on nondiaspidine Coccidae. — Univ. California Publ. Ent. (Berkeley), **6**; 1937.

Chamberlin, J. C.: A systematic Monograph of the *Tachardiinae* or Lac Insects (Coec.). — Bull. ent. Res., **14**; 1923/24.

— Supplement to a Monograph of the *Lacciferidae* (*Tachardiinae*) or Lac Insects. — Ebenda **16**; 1925/1926.

Childs, L.: The anatomy of the Diaspine Scale insect *Epidiaspis piricola*. — Ann. ent. Soc. Amer., **7**; 1914.

Claus, C.: Zur Kenntnis von *Coccus cacti*. — Würzburg. naturw. Z., **1**; 1859.

— Beobachtungen über die Entwicklung des Insekteneies (*Aspidiotus nerii*). — Z. wiss. Zool., **14**; 1864.

Clausen, C. P.: The biology of *Encyrtus infidus* Rossi, a parasite of *Lecanium kunoensis* Kuw. — Ann. ent. Soc. Amer., **25**; 1932.

Cockerell, T. D. A.: The use of ants to Coccidae and Aphidae. — Nature, **47**; 608; 1893.

— Notes on the geographical distribution of scale insects. — Proc. U. S. Mus., **17**; 1894.

Cockerell, T. D. A.: The food plants of scale insects (Coecidae). — Proc. U. S. Mus., **19**; 1895.
— Die San José-Schildlaus (*Aspidiotus perniciosus*). — Denkschr., Kaiserl. Gesundh. Amt. Berlin; 1898.
— A summary of the Coccidae. — Amer. Natural., **37**; 1903.
— A table to facilate the determination of the Mexican Scale-insects of the genus *Aspidiotus*. — Amer. Natural., **39**; 1905.
— Tables for the identification of Rocky Mountain Coccidae. — Univ. Colorado Stud., **2**; 1905.
— & Rohwer, S. A.: A new gallmaking Coccid on Atriplex (*Atriplica gallicola*). — Proc. ent. Soc. Washington, **10**; 1909.
The *Coccidae* of the Madeira Islands. — Nature London, **113**; 1924.
— The Coccidae (Scale insects and Mealybugs) of the Madeira Islands. — Nature London, **113**; 1924.
Cockerell, T. D. A. & King, G. B.: New Coecidae found associated with ants. — Canad. Entom., **29**, 90—93; 1897.
Cole, F. R.: Natural Control of the Citrus Mealybug. — J. econ. Ent., **26**; 1933.
Colvée, P.: Ensayo sobre una nueva enfermedad del olivo producida por una nueva especie del Género *Aspidiotus*. — Goceta agricola del Ministerio de Fomento; Madrid 1880.
— Estudios sobre algunos insectos de la familia de las Coecidos; Valencia 1881.
— Nuevos estudios sobre algunos insectos de la familia de las Coccidos; Valencia 1881.
— Le mâle de *Ceroplastes rusci*. — Ann. Soc. ent. France, **1**; 1881.
— Nouvelle espêce de Cochenille, *Diaspis pyri*. — Ebenda.
Compere, H.: Coccid-inhabiting Parasites from Africa with descriptions of new *Encyrtidae* and *Aphelinidae*. — Bull. ent. Res., **28**; 1937.
Comstock, J. H.: Report on scale insects. — Rep. Entomol. U. S. Dep. Agric.; Washington 1880.
— Note on the structure of mealy bugs. — Ann. Rep. U. S. Dep. Agric. for 1879 Rep. Entomol. U. S. Dep. Agric.; Washington 1880.
— Lac insects. — Ebenda for 1881.
— Notes on Coccides. — Canad. Entomol., **13**; 1881.
— Second Report on Scale Insects. — 2. Rep. Dep. Ent. Corn. Univ. Exp. Stat.; Ithaca 1883.
— Reports on Scale insects. — Bull. 372 Corn. Univ. Agric. Exp. Stat. New-York State. Coll. Agric.; 1916.
— The Wings of Insects; New York 1918.
Conté, A. & Faucheron, L.: Présence de levures dans le corps adipeux de divers Coccides. — C. R. Ac. Sci. Paris, **145**; 1907.
Cook, A. J.: Parasitic control of injurious insects. — Offic. Rep. 34. Fruit-Growers Conv. California; Sacramento 1908.
Cook, M. F. and Horne, W. T.: Insects and Diseases of the Orange. — Estacion Centr. Agron. Cuba Bull., **9**; 1908.
Cooley, R. A.: Photomierography of the *Diaspine*. — J. econ. Ent., **2**; 1909.
Costa, O. G.: Prospetto di una nuova divisione metodica del genere Coccus; 1827.
Costa Lima, A. da: Sobre o *Pseudococcus cryptus* Hempel, praga do cafeeiro e da laranjeira. — Mem. Inst. Oswaldo Cruz, **23**; 1930.
Cressmann, A. W.: Biology and Control of *Chrysomphalus dityospermi* (Morg.). — J. econ. Ent., **26**; 1933.
Decary, R.: La destruction des *Cactus* par une cochenille à Madagascar. — Ann. Soc. Linn. Lyon N. S. T., **75**; 1930.
Dickel, O.: Bisherige Veränderungen der Fauna Mitteleuropas durch Einwanderung und Verbreitung schädlicher Insekten. — Z. wiss. Ins.biol., **1**; 1905.

Dietz, H. F. & Morrison, H.: Coccidae or scale insects of Indiana. — 8. ann. Rep. Indiana St. Ent. 1916. Publ. of State of Indiana.
Dimroth, O.: Zur Kenntnis der Carminsäure. — Ber. Dtsch. chem. Ges., **42**; 1909.
Dingler, M.: Beiträge zur Kenntnis von *Lecanium hesperidum* L. besonders seiner Biologie. — Z. angew. Ent., **9**; 1923.
— Biologische Notizen über verschiedene Cocciden. — Ebenda, **10**; 1924.
— Beiträge zur Biologie von *Icerya purchasi* Mask. — Biol. Zbl., **50**; 1930.
Dominguez, J. A.: Contribution à l'étude de la laque de la Tusca (produz. durch *Tacchardia argentina*). 1915.
Dondé Ruiz, J.: An oil-producing insect. — Sci. American, **42**; 1880.
Dop, P.: Sur un nouveau champignon, parasite des Coccides du genre *Aspidiotus*. — Bull. sci. France Belg. **39**; 1905.
Mac Dougall, R. S.: *Pseudococcus comstocki* Kuw. as an enemy of the Banana (*Musa cavendishii*). — Bull. ent. Res. **17**; 1926.
Douglas, J. W.: *Lecanium aesculi*. — Ent. Month. Mag., **20**; 1880.
— On the species of the Genus *Orthezia*. — Ent. Month. Mag., **17**; 1880/1881.
— Observations on the species of the Homopterous Genus *Orthezia*, with a description of a new species. — Trans. ent. Soc., **3**; 1881.
— *Deltocephalus Flori* in England. — Ent. Month. Mag., **18**; 1881.
— On the species of the genus *Orthezia*. — Ebenda, **17**; 1881.
— On the identity of *Coccus floccosus* de Geer and *Orthezia Normani* Doug. — Trans. ent. Soc. London; 1881.
— Cocci and earwigs. — Ent. Month. Mag., **19**; 1882.
— On a new species of the Genus *Orthezia*. — Trans. ent. Soc. London. **1** (2); 1884.
— Note on *Lecanium prunastri*. — Ent. Month. Mag., **22**; 1885.
— *Mytilaspis pomorum*, injurious to apple tree. — Trans. Ent. Soc. London; 1885.
— Note on some British Coccidae. — Ent. Month. Mag., **22**; 1885.
— Ants and Coccidae. — Ent. Month. Mag., **23**; 1886.
Dozier, H. L.: Notes on Porto Rican scale parasites. — J. Dep. Agric. Porto Rico, **10**; 1926.
— An outbreak of the red-striped sugar-cane scale. — Ebenda, **9**; 1925.
Duda, L.: Beiträge zur Kenntnis der Hemipteren Fauna Böhmens. — Wien. Ent. Ztg., **4**; 1885.
Dufour, L.: Recherches anatomiques et physiologiques sur les Hemiptères. — Mém. savants étrangers. Sci. Math. Phys., 1833.
Dugès, A.: Informe acerca del Axe. — Naturaleza Mexico, **6**; 1884.
— Nota adicional al articulo del Señor Doctor Alfredo Dugès acerca del Axe. — Ebenda.
— Documento relative al axe ó Ni-in. — Ebenda.
Dujardin, F.: Mémoire sur les *Dorthesia* et sur les Coccus en général, comme devant former un ordre particulier dans la classe des insectes. — C. R. Ac. Sci. Paris, **34**; 1852.
Duport, L.: L'insect à stick Lac. — Bull. Econ. Indochine new. S., **17**: Nr. 113; 1915.
Dutt, G. R.: The Giant Mealy Bug and its control. — Bull. ent. Res., **16**: 1925/26.
Edwards, J.: The Hemiptera-Homoptera of the British Isles; London 1896.
Emeis, W.: Über Eientwicklung bei den Cocciden. — Zool. Jb. Anat., **39**; 1915.
Ernst, A.: The Lac-insect. — Amer. Natural.: 1881.
Escherich, K.: Die Forstinsekten Mitteleuropas, **1**; 1914.
Fabricius: *Coccus dubius*. — E. S. IV; 1794.
— Systema Rhyngatorum; 1803.
Farmer, N. E.: The Chinch-Bug. — Sci. American, **17**: 1884.
Felt, E. P.: Scale insects of importance. — Bull. N. York State Mus., **9**; 1901.

Felt, E. P.: Insects affecting park and woodland trees. — New York State Mus· Mem., **8**; 1905.

Fenton, F. A.: Observations on *Lecanium corni* Bouché and *Physokermes piceae* Schr. — Canad. Entomol., **49**; 1917.

Fernald, M. E.: A Catalogue of the Coccidae of the World. — Mass. Hatch. Exp. Sta. Bull., **88**; 1903.

Ferreiro d'Almeida, M. L.: Uma Cochonilla perigosa (*Aonidiella perniciosa* Comstock) seu aparecimento em Portugal. — Arqu. Secc. Biol. Paras. Coimbra, **2**; 1932.

Ferrière, Ch.: Chalcidiens parasites de la Cochenille du Pin (*Leucaspis pini* Hart.). — Rev. Suisse Zool., **34**; 1927.

— Notes on two new oriental parasites of the coffee mealy-bug (*Pseudococcus lilacinus*). — Bull. ent. Res., **28**; 1937.

Ferris, G. F.: Methods for the study of Mealy-bugs. — J. econ. Ent., **10**; 1917.

— The alleged occurence of a seasonal dimorphisme in the females of certain species of mealy bugs. — Ent. News Philad., **29**; 1918.

— Report upon a Collection of Coccidae from Lower California. — Stanford Univ.-Publ. Biol. (1); 1918.

— A note on the Occurence of Abdominal spiracles in the Coccidae. — Canad. Entomol.; 1918.

— The Calif. Species of mealybugs. — Leland Stanf. Univ.-Publ.; 1918.

— A remarcable case of longevity in insects (*Margarodes vitium*). — Ebenda, **30**; 1919.

— The Generic Types of the *Diaspidae*. — Bull. ent. Res., **16**; 1925/26.

— The wax-secreting organs of the *Coccidae*. — Pan Pacific. Entomol. San Francisco, **5**; 1928.

— Atlas of the Scale Insects of North America. London 1937.

Flanders, S. E.: Ovipositiona linstincts and developmental sex differences in the Genus *Coccophagus*. — Univ. Calif. Publ. Ent., **6**; 1937.

Florence, L.: The pacific Coast species of *Xylococcus*. — Ann. ent. Soc. Amer., **10**; 1917.

Forbes, S. A.: Studies on the Chinch-bug. — 12. Rep. Ins. Illinois für 1882; 1883.

— On some insects enemies of the Soft Maple (*Acer dasycarpum*). — 14. Rep. Noxions Ins. Illinois for 1884; 1884.

— Observations and Experiments on the San José-Scale. — **28**. Rep. State Entomol. Illinois; 1915.

Förster, A.: Über Schildläuse (Coccina). — Verh. naturk. Ver. Rheinl., **8**; 1851.

Fowler, G. J., Mahdihassan, S. und Sreenivasaya: Contribntions to the scientific Study of the Lac Industry. — J. Ind. Inst. Sci., **7**; 1924.

Frank, A. B.: Die Krankheiten der Pflanzen; Breslau 1880.

Frank, A. B. & Krüger, F.: Schildlausbuch; Berlin 1900.

Frisch, J. L.: Von der weißen Blattlaus auf der matricaria (*Orthezia urticae*), Beschr. v. allerley Insecten von Teutschland VIII; 1730.

Fritsch, C.: Jährliche Verteilung der Hemipteren. — SB. Ak. Wiss. Wien, **9**; 1852.

Froggatt, W. W.: Notes on the subfamily *Brachyscelinae*. — Proc. Linn. Soc. N. S. Wales, **23**; 1898.

— The nut grass coccid (*Antonina australis* Green). — Agric. Gaz. N. S. Wales; 1904.

— A descriptive Catalogue of the Scale insects of Australia. — Agric. Gaz. N. S. Wales, **25**; 1914, **26**; 1914, **28**; 1917.

— Notes on Australian Coccidae with descriptions of new species. — Proc. Linn. Soc. N. S. Wales, **50**; 1925.

— Notes on gallmaking Coccids. — Proc. Linn. Soc. N. S. Wales, **54**; 1929.

Fullaway, D. T.: Synopsis of the Hawaiian *Diaspinae*. — Proc. Haw. ent. Soc., **8**; 1932.

— The *Coccidae* of the Casuarinas. — Proc. Linn. Soc. N. S. Wales, **58**; 1933.

Fullaway, W. S.: Description of a new Coccid species *Ceroputo ambigua*, with notes in its life-history and anatomy. — Proc. Davenport Ac. Sci., **12**; 1910.

Fulmek, L.: Die San-José-Schildlaus (*Aspidiotus perniciosus* Comst.) in Mitteleuropa. — Pflanzenschutz Mt., **1—2**, **3—6**; 1932.

Gahan, A. B.: On some chalcidoid Scale parasites from Java. — Bull. ent. Res., **18**; 1927.

Gabritschevsky, E.: Postembryonale Entwicklung, Parthenogenese und „Pedogamie" bei den Schildläusen (*Coccidae*). — Rev. zool. russe, **3**; 1923.

Gascard, A.: Contribution à l'étude des Gommes laques des Indes et de Madagascar; Paris 1893.

Gates, L. M.: The pine tortoise Scale, *Lecanium numismaticum*. — J. econ. Ent., **23**; 1930.

Gaveglio, E.: *Monophlebus serratulae* (Fabr.). 1. Note di Morphologia e di Biologia. — Boll. Mus. Zool. Anat. Torino, **44**; 1934.

De Geer: *Coccus floccosus*. — Mem. VII; 1778.

Geoffroy, jun.: Sur la gomme laque et sur les autres matières animales, qui fournissent la teinture de purpur. — Hist. Ac. roy. Sci.; Paris 1714.

Giard, A.: Coccids living with ants. — Ann. Soc. Ent. France, **62**; 1893.

— Sur une Cochenille souterraine des vignes du Chili (*Margarodes vitium* n. sp.). — C. R. Soc. Biol. Paris, **1**; 1894.

— *Margarodes vitum*. — Acta. Soc. Sci. Chili Santiago, **4**; 1894.

— Sur les transformations de *Margarodes vitum* Gd. — C. R. Soc. Biol. Paris, **1**; 1894.

— Troisième note sur le genre *Margarodes*. — Ebenda, **1**; 1894.

— Cochenilles souterraines. — Ebenda, **13**; 583; 1897.

Glemm, P. A.: The San José-Scale. — **28**. Rep. State Entomol. Illinois; 1915.

Mac Gillavry A. D.: The Coccidae. Tables for the identification of the subfamilies and some of the more important genera and species together with discussion of their anatomy and life history; 1921 (Scarab. Comp. Urbana).

Gmelin: Sistema naturae; 1778.

Van der Goot, P.: Naamenlijst van inlandsche Coccidae. — Ent. Ber. Nederl. Ver., **3**; 1913.

Gossard, H. A.: The cottony cushion scale. — Bull. 56. Florida Agric. Exp. Stat.; 1901.

Göthe, R.: Beobachtungen über Schildläuse und deren Feinde angestellt an Obstbäumen und Reben im Rheingau. — Jb. Nassau. Ver. Naturk., **37**; 1884.

Goux, L.: Notes sur les Coccides de la France. — Bull. Soc. zool. France, **62**; 1937.

Gradojevic, M.: Methode nouvelle d'examen biologique des larvicides à employer contre la cochenille *Eulecanium corni* Bouché et autres Coccides qui excrètent du miellat. — V. Congr. internat. Ent. 1932; 1933.

Grassé, P. P.: Le cochenille de la vigne. — Progrès agric. viticole, **44**; 1927.

Green, E.: On the grouped abdominal glands in the *Diaspinae*. — Ent. Month. Mag., **7**; 1896.

— The Coccidae of Ceylon; London 1896—1922.

— Remarks on Indian Scale Insekts (Coce.). — Mem. Dep. Agric. Ind., **2**; 1898.

— Dichotomy of anterior limb in a Coccid. — Trans. ent. Soc. London; 1914.

— A list of Coccidae affecting various genera of plants. — Ann. appl. Biol. Cambridge, **4**; 1918.

— List of Coccidae affecting various Plants. — Ann. appl. Biol., **4**; 1917/1919.

— Observations on British Coccidae, with Descriptions of new species. — Ent. Month. Mag., **79** (3); 1921.

— Observation on the Coccidae of the Madeira Islands. — Bull. ent. Res. **14**; 1923.

— Observations on British *Coccidae*. — Ent. month. Mag. (3), **12**; 1926.

— On some new genera and species of *Coccidae*. — Ebenda, **17**; 1926/27.

— Notes on the *Coccidae* of Scottland. — Scott. Natural.; 1927.

Green, E.: Coccidae of Newzealand. — Ebenda, **19**; 1929.
— Observations on British *Coccidae*. — Ent. Month. Mag., **3**; 1931.
— Notes on some Coccidae from Suriname, Dutch Guiana, with description of new species. — Stylops, **2**: 49—58; 1933.
de Gregorio, A.: Caratteri e biologia del *Chrysomphalus dictyospermi* Morg. — Natural. Sicil., **22**; 1915.
Griswold, G. H.: A study of the Oyster-shell Scale *Lepidosaphes ulmi*, and one of its parasites *Aphelinus mytilaspidis*. — Mem. Cornell agric. exp. Stat., **93**; 1925.
Hall, W. J.: On a small collection of Coccidae from Palestine. — Bull. Soc. ent. Egypte, **19**; 1926.
— Notes on the Coccidae of the eastern desert of Egypte. — Bull. Soc. ent. Egypte, **19**: 1927.
— Miscellaneous notes on egyptian Coccidae with descriptions of three new species. — Ebenda, **19**; 1927.
— Coccidae from S.-Rhodesia. — Bull. ent. Res., **19/20**; 1928/29.
Haller, G. v.: Über die Rebenschildlaus *Coccus vitis*. — Ann. Oenologie Heidelb. **8**; 1880.
Handlirsch, A.: Die fossilen Insekten und die Phylogenie der rezenten Formen; Leipzig 1909.
— Systematische Übersicht. In Schröders Handbuch der Entomologie Bd. III; 1925.
Hargreaves, A. R. C.: Versuche mit der Ingwerschildlaus in Sierra leone. — Int. landw. Rundschau, **18**; 1927.
Hase, A.: Über die Bekämpfung der Kakteenplage in Australien mit Hilfe von Insekten d. h. mittels biologischer Verfahren. — Biologe, **2**; 1933.
Hempel, A.: Cocciden Brasiliens. — Revista Mus. Paul., **4**; 1900 und Ann. nat. Hist. **7**; 1901.
— Catalogo. S. Paulo; 1912.
Henrikson, R. L.: Ofversigt over de danske Coccida. — Ent. Medd., **13**; 1921.
Herberg, M.: Die Schildlaus *Eriopeltis lichtensteini*. — Sign. Arch. nat., **82**; 1918.
— Coccidenstudien I—III. — Ebenda, **87**: 1921.
— Coccidenstudien IV. — Dtsch. ent. Z., **2**; 1922.
Herbert, F. B.: The European elm scale in the West. — U. S. Dept. Agric. Dep. Bull. 1223; 1924.
Herrera, Alf.: El Aje. — Naturaleza México, **6**: 1883.
Hofer, J.: Beitrag zur Coccidenfauna der Schweiz. — Mitt. Schweiz. ent. Ges., **10**: 1903.
Hoffmann, W. E.: *Coccidae* from China, with a list of host plants. — Lingnaam agr. Rev., **4**; 1927.
Hollinger, A. H.: Taxonomic value of antennal segments of certain *Coccidae*. — Ann. ent. Soc. Amer., **10**: 1917.
Honegger, H.: Einführung der Kultur der Cochenille auf den Kanarischen Inseln. — Zool. Garten, **20**; 1879.
Houard, C.: Sur le mode d'action des *Asterolecanium* parasites externes des tiges. — C. R. Ac. Sci. Paris, **151**: 1910.
Hough, W. S.: The internal anatomy of the Cloover. Mealy-bug, *Trionymus trifolii* Forbes. — Bull. ent. Res., **16**; 1925.
Hovasse, R.: *Marchalina hellenica* Gennadius. Essai de Monographie d'une Cochenille. — Bull. biol. France Belg., **64**; 1930.
Howard, L. O. & Marlatt: The San José Scale. — U. S. Dep. Agri. Div. Ent. Bull. 3. New Ser. Washington; 1896.
Howard, L. O.: The San José scale on dried fruit. — Bull. U. S. Dep. Agric. An. Indust., **18**; 1894.
— On the geographical distribution of some common scale-insects. — Canad. Entomol., **26**; 1894.

Howard, L. O.: Some scale insects of the orchard. — Yearb. U. S. Dep. Agric.; 1894.
Hsü, Fontzou: Étude cytologique et comparée sur les sensilla des Insectes. — Cellule, **47**; 1938.
Hubbard, H. G.: Scale insects of the orange. Remedies and their application. — Ann. Rep. U. S. Dep. Agric. for 1881/82 Rep. Entomol. U. S. Dep. Agric.; 1881/82.
— Modes by which Scale-insects spread from tree to tree. — Amer. Natural., **16**; 1882.
— The aid of spiders in the spread of Scale-insects. — Bull. 1. U. S. Dep. Agric. Div. Ent.; 1883.
— Report of progress in experiments of Scale-insects, with other practical suggestions. — Ann. Rep. U. S. Dep. Agric. for 1883 Rep. Entomol. U. S. Dep. Agric; 1884.
Hubbard, H. G. & Pergande, Th.: A new Coccid on birch — U. S. Dep. Agric. Div. Ent. Bull. **18**, N. S.; 1898.
Hughes-Schrader, S.: Cytology of Hermaphroditism in *Icerya purchasi*. — Z. Zellforsch., **2**; 1925.
— Spermatogenesis in *Icerya purchasi* — a Correction. — Science, **63**; 1926.
— Origin and differentiation of the male and female germ cells in the hermaphrodite *Icerya purchasi* (*Coccidae*). — Z. Zellforsch., **6**; 1927.
— The cytology of several species of Iceryine Coccids, with special reference to parthenogenesis and haploidy. — J. Morphol., **50**; 1930.
— Contributions of the life history of the Iceryine Coccids, with special reference to parthenogenesis and hermaphroditism. — Ann. ent. Soc. Amer., **23**; 1930.
— A study of the chromosome cycle and the meiotic division-figure in *Llaveia bouvari* — a primitiv Coccid. — Z. Zellforsch., **13**; 1931.
Jakubowa, F.: Körpergröße u. Fruchtbarkeit der Schildlaus *Lepidosaphes* L. — Zool. J. Moskau, **14**; 1935.
— Der Kampf ums Dasein bei der Schildlaus *Chionaspis salicis*. — Ebenda, **14**; 1935.
Jakubski, A. W.: Über Morphologie u. Biologie der polnischen Cochenille (*Margarodes polonicus*). — 10. Congr. intern. Zool., **2**; 1929.
James, H. C.: The biology and control of *Asterolecanium coffeae* Newst. the Fringed Scale of coffee, in Kenya Colony. — Bull. ent. Res., **24**; 1933.
— Sex ratios and the status of the male in *Pseudococcinae*. — Bull. ent. Res., **28**; 1937.
Jarvis, T. D.: *Coccidae* of Canada. — 24. Ann. Rep. ent. Soc. Ontario; 1911.
Ibarra, J. D.: El Ni-in. — Naturaleza Mexico, **6**; 1883.
Imms & Chatterjee: Biology of *Tachardia Lacca*. — Ind. Forest Mens., **3**; 1915.
Johnston, C. E.: The internal anatomy of *Icerya purchasi*. — Ann. ent. Soc. Amer., **5**; 1912.
Judeich, J. F. & Nitsche, H.: Lehrbuch der mitteleuropäischen Forstinsektenkunde, **2**; 1895.
Kalicka-Fijalkowska, J.: Le développement embryonaire de *Margarodes polonicus* (Ckll). — C. R. Soc. Biol. Paris; 1928.
Keller, C.: Mitteilung über d. Auftreten der Fichtenquirl-Schildlaus (*Lecanium racemosum* Ratzb. — Schweiz. Z. Forstw., **10**; 1885.
— Untersuchungen über die Höhenverbreitung forstschädlicher Tiere in der Schweiz. — Mitt. Schweiz. Zentralanstalt forstl. Versuchsw. Zürich; 1903.
Kerr, J.: Natural history of the Insect which produces the Gum lacca. — Phil. Trans. R. Soc. London, **71**; 1781.
Kershaw, J. C.: Notes on the Salivary Glands and Syringe of two species of Hemiptera. — Ann. Soc. ent. Belg., **55**; 1911.
King, G. B.: Two new Ants-nest-coccids from Texas. — Canad. Entomol., **34**; 1902.
Kirchner, R.: Zur Entwicklungsgeschichte u. Lebensweise von *Orthezia urticae*. — Jh. Ver. vaterl. Naturk. Württemberg, **68**; 1912.
Kirk, F. L. G. & Cockayne, A. H.: Scale insects in New Zealand. — New Zeal. Dep. Agric., **17**; 1909.

Kitao, Zyun'itiro: Notes on the anatomy of *Warajicoccus corpulentus* Kuw., a scale insect noxious to various oaks. — J. Coll. Agric. Tokyo, **10**: 1928.

Knechtel, W. K.: Zur Kenntnis der Coccidenfauna Rumäniens. — Intâiul Congr. nat. Nat. România; 1928.

Koch, A.: Über d. Vorkommen von Mitochondrien in Mycetocyten. — Z. Morphol. Ökol., **19**: 1930.

Kollar, Vinc.: Über die mexikanische Cochenille (*Coccus cacti*). — SB. Ak. Wiss. Wien, **7**; 1851.

Königsberger R. & Zimmermann, A.: De dielijke vijaden der Koffiekultur ob Java. — Meded. Lands Plantentuin Batavia; 1909.

Krassilstschik, J.: Zur Entwicklungsgeschichte d. Phytophthires. — Zool. Anz., **16**: 1893.

Krecker, J.: The Eyes of *Dactylopius*. — Z. wiss. Zool., **93**: 1909.

Kroneder, A.: Die Wachswollschildlaus. — Landwirtsch. Wien 7: 1928.

Kuhni Kannan, R.: Life-history of *Orthezia insignis*. — Rep. Proc. 3. Ent. Meeting Pusa, Feb. 1919, Calcutta, **3**; 1920.

Künckel, J.: On the organs of secretion in the Hemiptera. — Ann. Nat. Hist., (3) **18**; 1866.

Künkel d'Herculais, J.: Observations sur divers Hémiptères. — Ann. Soc. ent. France, **2**: 1882.

Kunze, F.: Nutzbringende Schildläuse. — Int. ent. Z., **11**: 1917.

Kuwana, S. J.: Coccidae (Scale Insects) of Japan. — Proc. Calif. Ac. Sci., **3**: 1902.

— Coccidae from the Galapagos Islands. — J. N. York ent. Soc., **10**: 1903.

— Notes on the life-history and Morphologie of *Gossyparia ulmi* Geoff. — Bull. Imp. centr. exp. St. Japan, **2**; 1907.

— *Coccidae* of Japan. — J. Ent. Zool., **6**; 1914.

— Studies on Japanese *Monophlebinae* Contrib. 1: The genus *Warajicoccus*. — Dep. agric. com. imp. plnt. quar. sta. bull. Nr. 1. Contrib. 2: The genus *Icerya*. — Ebenda Nr. 2: 1922a.

— The Chinese white-wax scale *Ericerus Pela* Chavannes. — Philippine J. Sci., **22**; 1923.

Kuwana, J.: A list of *Coccidae* known from China. — Lingnaam agr. Rev., **4**: 1927.

Laing, F.: The *Coccidae* of New Caledonia. — Ann. nat. Hist., **11**: 1933.

— Description of two species of Coccidae feeding on roots of Coffee. — Bull. ent. Res., **15**; 1925.

Lakon, G.: Die Insektenfeinde aus der Familie der Entomophthoraceen. — Z. angew. Ent., **5**; 1919.

Lataste, F.: Sur le *Margarodes vitium* Giard (*Heterodera vitis* Philippi). — Acta Soc. Sci. Chili Santiago, **4**: 1894.

— Quelques mots de plus sur les *Margarodes vitium* Giard. — Ebenda, **4**; 1894.

— Comment se nourrit la larve-puppe ou Kyste du *Margarodes vitium* Giard. — Ebenda, **4**; 1895.

Laurie & Rankin: Investigation into the imbition of some shellac derivatives. — Proc. Roy. Soc. London, (A) **9**; 1917.

Leeuwenhoek, van: A letter concerning Cochineel. — Phil. Trans. R. Soc. London, **24**; 1704.

Lemoine, V.: Sur l'Organisation et les métamorphoses de l'*Aspidiotus* du Laurier-rose. — C. R. Ac. Sci. Paris, **102**; 1886.

— Sur l'organisation et les métamorphoses de l'*Aspidiotus* du Laurier-rose. — J. Microgr., **2**; 1887.

— Development et métamorphoses de l'*Aspidiotus*. — Bull. Soc. ent. France, **6**: 1887.

Leonardi, G.: Generi e specie di Diaspiti. Saggio di sistematica degli *Aspidiotus*. — Riv. Patol. veg., **6** u. **7**: 1897/98.

Leonardi, G.: Generi e specie di Diaspiti. — Ann. Scuola sup. Agr. Portici, **5**; 1903.
— Contributo alla conoscenza della Coccingilie della Repubblica Argentina. — Ebenda, **10**; 1911.
— Contributo alla conoscenza delle Cocciniglie della Repubblica Argentina. — Boll. Labor. Zool. Portici, **5**; 1911.
— Contribuzione allo studio delle Cocciniglie dell'Eritrea. — Ebenda, **7**; 1913.
— Contributo alla conoscenza delle Cocciniglie dell'Africa occidentale e meridionale. — Ebenda, **8**; 1914.
— Coccidae aus Nord- und Südafrika. — Bull. Labor. Zool. gen. agr., **8**; 1914.
— Monografia delle Cocciniglie Italiane. — Portici; 1920.
Leuckart, R.: „Insekten" in Wagners „Lehrbuch der Zootomie" 2. Teil; 1847.
— Zur Kenntnis des Generationswechsels u. d. Parthenogenese bei den Insekten. — In Moleschotts Unters. z. Naturlehre des Menschen u. d. Tiere **4**; 1858.
— Die Fortpflanzung der Rindenläuse (Coccina) ein weiterer Beitrag zur Kenntnis der Parthenogenese. — Arch. Naturg., **25**; 1859.
Lawson, P. B.: Coccides of Kansas. — Bull. Univ. Kansas, **18**; 1917.
Leidy, J.: The yellow ant with its flocks of *Aphis* and *Coccus*. — Proc. Ac. nat. Sci. Philad., **34**: 148—149; 1877.
Leydig, F.: Zur Anatomie von *Coccus hesperidum*. — Z. wiss. Zool., **5**; 1853.
Lichtenstein, J.: Observations sur le *Dactylopius vitis*. — Ann. Soc. ent. France, (5. S.) **3**; 1873.
— *Ritsemia pupifera*, eine neue Schildlaus. — Stettin. Ent. Z., **40**; 1879.
— Note sur le *Coccus rubi* Schr. — Ann. Soc. ent. France; 1881.
— Note sur *Diaspis* (et *Aspidiotus pyri* n. sp.) — Ebenda.
— Note sur les espèces du genre *Philippia* (*Coccidae*). — Ebenda.
— Ein neues ungeflügeltes Männchen der Cocciden. — Stettin. Ent. Z., **43**; 1882.
— An other apterous male in the Coccidae. — Ent. Month. Mag., **18**; 1882.
— Bemerkungen zu *Coccus rubi* Schrk. — Wien. Ent. Z., **1**; 1882.
— Les mâles de quelques Coccidiens. — Bull. Soc. ent. Ital., **14**; 1882.
— Notes sur divers Coccides. — Ann. Soc. ent. France, **2**; 1882.
— Note sur un nouveau Coccidien et un nouveau Aphidien. — Ann. Soc. ent. France, **5**; 1885.
Lichtenstein, J. L., Grassé, P.: De l'apparition dans le départment de l'Hérault de l'*Icerya purchasi* et de la teigne de la pomme de terre. — Progrès Agric. Vitic. Montpellier, **76**; 1921.
Lidgett, J.: A Catalogue of Australian *Coccidae*. — The Wombat, **4**; 1899.
Liebermann, C.: Über Coccerin aus lebender Cochenille. — Ber. Dtsch. chem. Ges., **19**; 1887.
Liebermann, C & v. Dorp, W. A.: Zur Kenntnis d. Kochenille-Farbstoffes. — Ber. Dtsch. chem. Ge., **4**; 1871.
Lima, A., da Costa: Sobre o *Pseudococcus cryptus* Hempel, praga do cafeeiro e da laranjeira. — Mem. Inst. Oswaldo Cruz, **23**: 35—38; 1930.
Lindner, P.: Das Vorkommen parasitischer Apiculatushefen in auf Efeu schmarotzenden Schildläusen und dessen mutmaßliche Bedeutung für die Vertilgung der Nonnenraupe. — Wschr. Brauerei; 1907.
Lindinger, L.: Eine Variation der sog. Minierens bei den Schildläusen. — Z. wiss. Ins. biol., **1**; 1905.
— Über einige Nadelholz-Cocciden. — Nat. Z. Land-Forstwirtsch., **3**; 1905.
— Zwei Lorbeerschädlinge aus der Familie der Schildläuse. — Z. Pflanzenkrankh., **18**; 1908.
— Beiträge zur Kenntnis der Schildläuse und ihre Verbreitung. — Z. wiss. Ins.biol., **6** u. **7**; 1909 u. 1911.

Lindinger, L.: Die Schildläuse (*Coccidae*) Europas. Nordafrikas und Vorderasiens, einschl. der Azoren, der Kanaren und Madeiras, Stuttgart 1912.
— „Schildläuse". In Sorauer & Reh, Handb. der Pflanzenkrankheiten III; 1913.
— Ebenda Bd. V, 2. T.; 1932.
— Coccidae in „Die Fauna Südwestaustraliens. — Ergebn. d. Hamb. südwestaustr. Forschungsreise 1905"; 1913.
— Afrikanische Schildläuse 1.—5. — Jb. Hamburg. Anst. Buch 3; 1909/1913.
— Observaciones e investigaciones en las Islas Canarias. — Eco del Magist. Canaro Nr. 140; 1917.
— Die Schildläuse der mitteleuropäischen Gewächshäuser. — Eigenverl. des Verf. Inst. f. angew. Bot. zu Hamburg, Schädlingsabt.; 1927.
— Beiträge zur Kenntnis der Schildläuse. — Ent. Rdsch., **48**; 1931.
Linné, K.: Systema Naturae II; 1735.
List, J. H.: Über die Entstehung der Dotter- u. Eizellen von *Orthezia cataphracta* Shaw. — Biol. Zbl., **6**; 1886.
— *Orthezia cataphracta* Shaw. — Z. wiss. Zool., **45**; 1886 u. Arb. zool. Inst. Graz **1**; 1887.
de la Llave: Registro trimestre o colleccion de historia, literatura, ciencas yartes por una Societad de Literatos I; Mexiko 1832.
Lobdell, G. H.: Twelwe new Mealybugs from Mississippi. — Ann. ent. Soc. Amer., **23**; 1930.
Loucheux, G.: La cochenille blanche du mûrier. — Cosmos Paris N. S., **68**; 1913.
Löw, F.: Ungeflügelte Cocciden-Männchen. — Wien. ent. Ztg., **1**; 1882.
— Zur Naturgeschichte des *Acanthococcus aceris* Sign. — Ebenda; 1882.
— *Orthezia cataphracta* Shaw. — Ebenda; 1882.
— Zur Kenntnis der Nadelholz-Coccidae. — Ebenda; 1882.
— Eine neue Coccidenart (*Xylococcus filiferus*). — Ebenda; 1882.
— Der Schild der Diaspiden. — Ebenda; 1882.
— Über eine neue Nadelholz-Coccide und den Dimorphismus der Coccidae-Männchen. — Ebenda, **2**; 1883.
— Eine neue Coccide. — Ebenda; 1883.
— Eine neue Fichtenschildlaus. — Ebenda; 1883.
— Der Schild der Diaspiden. — Zool.-Bot. Ges. Abh. Wien, **32**; 1883.
— Ein Beitrag zur Kenntnis der *Orthezia urticae* Lin. — Wien Ent. Ztg., **3**; 1884.
Lubbock, J.: On the digestive and nervous systems of *Coccus hesperidum*. — Proc. R. Soc. London, **9**, 1858.
— On the ova and pseudova of insects. — Phil. Trans. R. Soc. London, **149**; 1859.
— On the digestives and nervous system of *Coccus hesperidum*. — Ann. nat. Hist., (3) **3**; 1859.
Lüstner, G.: Die tierischen Feinde u. Krankheiten der Rebe. — Handb. des Weinbaus u. d. Kellerwirtschaft; 1910.
Maggowan: Abstract of a paper on the white insectwax (Pe-la) and the insect by which it is produced. — Proc. ent. Soc. London; 1853.
Mahdihassan, S.: Statics of Lac Production; 1923.
— Classification of lac insects from a physiological standpoint. — J. Sci. Ass. Maharaja's Col. Vizianagram, **1**; 1923.
— Early recognition of sex among lac insects. — J. Ind. Inst. of Science, **9** A; 1924.
— Early recognition of sex among lac insects. — J. Ind. Inst. Sci. Bangalore, (A) **9**; 1925.
— Spezific symbiontes of a few Indian Scale Insects. — Zbl. Bakt. Parasitenk., (II) **78**; 1929.
— The microorganisms of red and yellow lac insects. — Arch. Protistenk., **68**; 1929.

Mahdihassan, S.: The probable occurence of sex-reversal among Lac insects. — Z. angew. Ent., **16**; 1930.
— The metamorphosis of the male Lac Insect. — Časopis Česk. Spol. Ent., **28**; 1931.
— Das zweite Larvenstadium der weiblichen Lackschildlaus. — Zool. Anz., **94**; 1931.
— The metamorphosis of the male Lac Insect. — Časopis Česk. Spol. Ent., **28**; 1931.
— The last two moults of the Lac Insect. — Tijdschr. Ent., **74**; 1931.
— The symbiontes of some important lac insects. — Arch. Portistenk., **73**; 1931.
— The males of Lac and Pseudo-Lac Insects. — Z. wiss. Zool., **138**; 1931.
— The last two moults of the Lac Insect. — Tijdschr. Ent., **74**; 1931.
— Early sexual and other dimorphisms among lac insects. — Biol. gen., **7**; 1931.
— The symbiose of *Lakshadia communis*. — Arch. Protistenk., **78**; 1932.
— Three rare lepidopterous parasites of Coccids. — V. Congr. Internat. d. Entomologie; 1932.
— Sex-ratio variability and the problems of reproduction among lac-insects. — Proc. Kon. Ak. Wetensch. Amsterdam **36**; 1933.
— Sur les differents symbiontes des Cochenilles productrices ou non productrices de cire. — C. R. Ac. Sci. Paris, **196**; 1933.
— Sex ratio variability and the problems of reproduction among Lac insects. — Proc. R. Ac. Sci. Amsterdam, **36**: 1933.
— *Elasmus claripennis* Cam., a hyperparasite of Lac Insects. — Ann. ent. Soc. Amer., **27**; 1934.
— Further studies on the symbiontes of Scale Insects. — Arch. Protistenk., **85**; 1935.
— The Range of Host-Selection and the specific differentiation of Lac and other parasites. — Arch. Naturg., **5**; 1936.
— An amphibious parasite from lac. — Current Sci., **6**; 1937.
— Die Struktur des Stocklacks und der Bau der Lackzelle. — Z. morph. Ökol. **33**; 1938.
— Über zwei Sorten von Stocklack. — Verh. Dtsch. zool. Ges.: 1938.
— Phototropismus bei Lackinsekten. — Zool. Anz. Suppl., **10**; 1937.

Malenotti, E.: Über die Systematik von *Pseudococcus vitis* Niedl. — Anz. Schädlingsk., **6**; 1930.

Mammen, H.: Über die Morphologie der Heteropteren- u. Homopterenstigmen. — Zool. Jb. Morph., **34**; 1912.

Marchal, P.: Notes sur les Cochenilles de l'Europe et du Nord de l'Afrique I. — Ann. Soc. ent. France, **77**; 1908.
— Contribution à l'étude des Coccides de l'Afrique occidentale. — C. R. Soc. Biol. Paris, **66**; 1909.
— La spanandrie et l'oblitération de la reproduction sexuée chez les Chermes. — C. R. Ac. Sci. Paris, **153**; 1911.
— Sur une nouvelle cochenille cecidogène (*Aspidiotus nitrariae*). — Bull. Soc. zool. France, **36**; 1911.

Maria, Giuseppe di: Nuove richerche sulla attività vitaminica del simbionte d'*Icerya purchasi* Mask. — Boll. Zool. Napoli **9**; 1938.

Mark, E. L.: Beiträge zur Anatomie u. Histologie der Pflanzenläuse, insbes. der Coccideu. — Arch. mikr. Anat., **13**; 1877.

Marshall, W. S.: The hypodermal glands of the Black Scale, *Saissetia oleae* Bernh. I. The dorsal glands. — Trans. Wisconsin Ac. Sci., **24**; 1929.
— The hypodermal glands of the Black Scale, *Saissetia oleae* Bernh. 2. The ventral glands. — Trans. Wisconsin Ac. Sci., **25**; 1930.
— The development and structure of the eyes, ocelli of the female Black Scale, *Saissetia oleae* Bern. — J. Morphol., **57**; 1935.
— The sense organs upon the dorsal surface of the female Black Scale *Saissetia oleae* Bern. — Ann. ent. Soc. Amer., **28**; 1935.

Maskell, W. M.: Further Notes on Coccidae in New Zealand, with Descriptions of new Species. — Trans. Proc. N. Zealand Inst., **14**: 1881.
— Further notes on Coccidae in New Zealand with descriptions of new species. — Ebenda, **16**: 1883.
— On the honey dew of the Coccidae. — Trans. Proc. N. Zealand Inst., **19**; 1886.
— On the „Honeydew" of Coccidae and the fungus accompanying these insects. — Ebenda, **19**; 1887.
— How do coccids produce cavities on plants? — Entomol. monthly Mag., (1) **26**; 1890.
— Synoptical List of Coccidae. — Trans. Proc. N. Zealand Inst. 1894.
— Further Coccid Notes. — Ebenda; 1894.
Matheson, R.: The wax secreting glands of *Pseudococcus citri* Risso. — Ann. ent. Soc. Amer., **16**; 1923.
Maxwell-Lefroy, H.: The Scale-Insects of lesser Antilles, p. I u. II. — Imp. Dep. Agric., West Indies Nr. 7 u. 22; 1901/1903.
— Notes on Indian Scale Insects. — Mem. Dep. Agr. Ind. Ent., **2**; 1908.
May, W.: Über den Ventralschild der Diaspinen. — Mitt. naturhist. Mus. Hamburg, **16**; 1899.
Mayet, V.: La Cochenille des vignes du Chili (*Margarodes vitium* Giard). — Bull. Soc. ent. France; 1895 u. Ann. Soc. ent. France, 1896.
Mayer, P.: Über Ontogenie u. Phylogenie der Insekten. — Jena. Z. Naturw., **10**; 1876.
— Zur Kenntnis v. *Coccus cacti*. — Mitt. Stat. Neapel, **10**; 1892.
Meckel, H.: Mikrographie einiger Drüsenapparate der niederen Tiere. — Müllers Archiv; 1846.
Mecznikow, E.: Embryologische Studien an Insekten. — Z. wiss. Zool. **16**; 1866.
Meer-Mohr, J. C. van der: Some new galls from North Sumatra. — Misc. zool. Sumatra, **61**; 1932.
Meerwarth, H.: Die Randstruktur des letzten Hinterleibsegments von *Aspidiotus perniciosus* Comst. — Jb. Hamburg Anst., **17**; 1899.
Meissner, O.: Massenauftreten von Schildläusen. — Soc. Ent., **32**: 1917.
Mellichamp, J. H.: Oak Bark-lice. — Bull. U. S. Dep. Agric. Div. Ent. Nr. 4; 1884.
Mennier, J. A.: Les Cochenilles tinctoriales et leurs produits. — Bull. Insectol. Agric., **9**; 1884.
— La cochenille laque et ses produits. — Ebenda; 1884.
Menozzi, C.: Notizie sul maschio dell'*Icerya purchasi* Mask. — Redia. **16**: 1928.
— On the internal anatomy of the female lac insect, *Laccifer lacca* Kerr. — Proc. zool. Soc. London, **14**; 1931.
Misra, A. B.: Lac culture in India. — Proc. third Ent. Conf. Pusa; 1919.
— On the internal anatomy of the male Lac Insect, *Laccifer lacca* Kerr. — Proc. zool. Soc. London, **4**; 1931.
— On the internal anatomy of the female lac insect *Laccifer lacca* Kerr. — Ebenda 1931.
Misra, C. S.: The cultivation of lac in the plains of India. — Btn. 142. Agric. Res. Inst. Pusa; 1923.
Miyabe, K. & Sawada, K.: On fungi parasitic on Scale-insects found in Formosa. — J. Coll. Agric. Sapporo, **5**; 1913.
Moniez, R.: Les males du *Lecanium hesperidum* et la parthenogenese. — C. R. Ac. Sci. Paris, **14**; 1887.
— Sur un champignon parasite du *Lecanium hesperidum*. — Bull. Soc. zool. France, **12**: 1887.
Morgan, A. C. F.: Observations on Coccidae (Nr. 3). — Entomol. monthly Mag., **25**; 1889.
Morley, C.: On the hymenopterous parasites of Coccidae. — Entomologist, 1909/10.

Morrison, H.: Non-Diaspine Coccidae. — Philippine J. Sci., **17**: 1920.
— Descriptions of new Genera and species belonging to the Coccid Family *Margarodidae*. — Proc. biol. Soc. Washington, **40**: 1927.
— A classification of the higher groups and genera of the coccid family *Margarodidae*. — Techn. Bull. U. S. Dep. Agric., **52**: 1928.
— Some neotropical scale insects associated with Ants. — Ann. ent. Soc. Amer., **22**; 1929.
Morrison, H. & E.: A redescription of the type species of the genera of Coccidae based on species originally described by Maskell. — Proc. U. S. Mus., **60**: 1922.
— The Maskell species of scale insects of the subfamily *Asterolecaniidae*. — Proc. U. S. Mus., **71**: 1927.
Morstatt, H.: Intercordicale Schildbildg. u. Entwicklungsreihe von *Diaspis fallax*. — Zbl. Bakt. Parasitenk., (II) **20**: 1907.
— Untersuchungen an d. roten austernförmigen Schildlaus, *Diaspis fallax* nov. nom. Horvath. — Ebenda; **21**, 1908.
Moulton, D.: The monterey pine scale *Physo-kermes insignicola*. — Proc. Davenport Ac. nat. Sci., **12**; 1907.
Murdock, G. E.: The wax-secreting mechanism in the adult female of *Icerya purchasi*. — Pan Pacific Entomol. San Francisco, **5**; 1928.
Nakayama, S.: Notes on the life history and habits of the rose scale, *Aulacapsis rosae*. — J. Ent. Zool., **7**: 1915.
Negi, P. S.: A contribution of the life history of the lac insect, *Laccifer* (*Tachardia*) *lacca*. — Bull. ent. Res., **19**; 1929.
— The alimentary canal, its appendages, salivary glands and the nervous system of the adult female lac insect, *Laccifer lacca* Kerr. — Bull. ent. Res., **25**: 1934.
Nel, R. G.: A comparison of *Aonidiella aurantia* and *Aonidiella citrini*, including a study of the internal anatomy of the latter. — Hilgardia, **7**: 1933.
Newstead, R.: Coccids preyed upon by Birds. — Ent. m. mag. 2. Sér., (6) **31**: 1895.
— Monograph of the Coccidae of the British Isles I u. II. — London, Ray Society; 1901 und 1903.
— On scale insects (*Coccidae*) etc., from Uganda protectorate. — Bull. ent. Res., **1** u. **2**: 1910/1912.
Nichol, A. A.: The olive parlatoria, *Parlatoria oleae* Colvée, in Arizona. I. Life history and ecology. — Techn. Bull. Univ. Arizona agric. Exp. Stat., **56**: 1935.
Nicholson, J. W.: Some notes on Lac cultivation. — Indian Forester: 1925.
Norris, D., Glover, P. M. & Aldis, R. W.: Lac and the indian Lac Research Institute. Calcutta 1934.
Oguma, K.: A new scale insect, *Xylococcus alni*, on alder, with special reference to its metamorphosis and anatomy. — J. Coll. Agric. Sapporo, **8**: 1919.
d'Oorthez: Observations sur le *Coccus Dorthesia* characias. — J. Phys. Chim. Hist. nat., **26**; 1785.
Osborn, H.: The phylogeny of Hemiptera. — Proc. ent. Soc. Washington, **3**: 1895.
— Geographic and ecologic factors in distribution of neotropic Homoptera. — Trav. V. Congr. intern. Ent. Paris: 1933.
Oshanin, B.: Verzeichnis der paläarktischen Hemipteren II. Homoptera. Petersburg: 1908.
Palmer, M. A.: On the dorsal glands as characters of constant specific value in the Coccid genus *Parlatoria*. — Kansas Univ. Sci. Bull., **3**: 1905.
Paoli, G.: Cocciden von Sardinien. — Redia, **11**: 1916.
Parkin, J.: Fungi parasitic upon scale-insects (Coccidae and Aleuriodidae): a general account with special reference to Ceylon forms. — Ann. R. Bot. Garten Peradeniya, **3** 11—82, 4 tab.: 1906.
Patch, E. M.: Homologies of the Wing-veins of the Aphidae, Psyllidae, Aleurodidae and Coccidae. — Ann. ent. Soc. Amer., **2**: 1909.

Pesson, P.: Contribution à l'étude du tube digestive des Coccides II. Lecanines. — Bull. biol. France Belg., **69**; 1935.
— Contribution à l'étude du tube digestif des coccides. III. Monophlebines: *Icerya purchasi* Mask. — Bull. Soc. zool. France, **61**; 1936.
Pestana, J. C.: Destruction du *Lecanium hesp.* L. par le *Sporotrichum globuliferum* Spegazzini. — Bull. Soc. Port. Sci. Nat. Lissabon; 1908.
Peters, G.: Die Organisation der Schildlausbekämpfung in den Citruskulturen der Welt. — Anz. Schädlingsk., **8**; 1932.
Petit, R. H. & Mc. Daniel, E.: The Lecania of Michigan. — Techn. Bull. Michigan Agric. Coll. Exp. Stat. Nr. 48; 1920.
Petri, L.: Sopra un caso di parasitismo di una cocciniglia (*Mytilaspis fulva*) sulle radici di olivo. — Rend. Acc. Lincei, **16**; 1907.
Pflugfelder, O.: Bau u. morphologische Bedeutung der sog. Ocellen der Schildlausmännchen. — Zool. Anz., **114**; 1936.
— Vergleichend-anatomische, experimentelle u. entwicklungsgeschichtliche Untersuchungen über das Nervensystem u. die Sinnesorgane der Rhynchoten. — Zoologica, **93**; 1936/1937.
Pierantoni, U.: Sull'ermafroditismo larvale d'*Icerya purchasi*. — Z. wiss. Ins.biol., **7**; 1910.
— Ursprung einiger Organe bei *Icerya purchasi* u. die Vererbung der Symbiose. — Soc. Ent., **25**; 1910.
— La simbiosi ereditaria e la biologia sessuale d'*Icerya*. — Monit. zool. Ital., **21**; 1910.
— L'origine di alcuni organi d'*Icerya purchasi* e la symbiosi ereditaria. — Boll. Soc. Natural. Napoli, **23**; 1910.
— Sul corpo ovale del *Dactylopius citri*. — Ebenda, **24**; 1911.
— Larven-Hermaphroditismus von *Icerya purchasi*. — Z. wiss. Ins.biol., **7**; 1911.
— Studio sullo sviluppo d'*Icerya purchasi* Mask. Parte I—III. — Arch. zool. Ital. **5** u. **7**; 1912/1914. I. Origine ed evoluzione degli elementi sessuali femminilie. II. Origine ed evoluzione degli organi sessuali maschili (7). III. Osservazioni di Embryologia (7).
— Strutture e evoluzione dell'organo simbiotico di *Pseudococcus citri* Risso, e ciclo biologico del *Coccidomyces dactylopii* Buchner. — Arch. Protistenk., **31**; 1913.
Poisson, R. & Pesson, P.: L'appareil circulatoire d'*Icerya purchasi* Mask. — Bull. Soc. zool. France, **62**; 1938.
Pollister, P. F.: The structure and development of wax glands of *Pseudococcus maritimus* (*Homoptera, Coccidae*). — Quart. J. microsc. Sci., **80**; 1937.
Popović, J.: Ergebnisse der Versuche mit einigen chemischen Präparaten zur Bekämpfung der gemeinen Schildlaus (*Lecanium corni*) auf Zwetschenkulturen in Bosnien. — Rad. fitopatol. Zavod. Sarajevu, **1**; 1928.
Pratap Singh Negi: A contribution to the life history of the lac insect *Laccifer* (*Tachardia*) *lacca*. — Bull. ent. Res., **19**; 1929.
Priesner, H. & Hosny, M.: The „masked scale" (*Chrysomphalus personatus*) in Egypt. — Bull. Soc. ent. Egypte, **16**; 1932.
Prinz, J.: Die Schmierlaus (*Pseudococcus citri* R.) am Rebstock in Transkaukasien. — Anz. Schädlingsk., **4**; 1928.
Probst, R.: *Orthezia cataphracta*. — Mitt. naturf. Ges. Bern; 1913.
Prowazek, St.: Pteromaliden-Larven in Schildläusen. — Allg. Z. Ent., **6**; 1901.
Putnam, J. D.: Biological and other Notes on Coccidae. — Proc. Davenport Ac. nat. Sci., **2**; 1879.
Quayle, H. J.: The Red or Orange Scale. — Univ. Cal. Publ. Coll. Agric., Agric. Exp. Stat. Berkeley Bull., **222**; 1911.
— Locomotion of certain young Scale insects. — J. econ. Ent., **4**; 1911.
— Dispersion of Scale insects by the Wind. — Ebenda, **9**; 1916.

Quayle, H. J. & Rust, E. W.: The black scale. — California Agric. Exp. Stat. Bull. Nr. 223, Sacramento: 1911.

Rao, N. K. R. v., Sreenivasaya, M.: Occurence of free thyrosine in the Lac insect (*Lakshadia mysorensis*). — Current Sci., **1**: 1933.

Ramakrishna, Aiyar: Indische Cocciden. — J. Bombay nat. Hist. Soc., **24** u. **31**; 1919 u. 1926.

— Agr. Res. Inst. Pusa Bull., **87**; 1919.

Ramdohr, C. A.: Abhandlung über die Verdauungswerkzeuge der Insekten; Halle 1811.

Rathouis, C.: Étude sur le Coccus Pé-la. — Mém. H. N. de l'empire chinois par des pères de la compagnie de Jésus Chang-Hai. **1**; 1880.

Ratzeburg, J. Th. Chr.: Eichenbeschädigung durch Schildläuse. — Tharand. forstl. Jb., **20**; 1870.

Reaumur, M. de: Memoires. Tome III. Insecta; 1738.

Reh, L.: Untersuchungen an amerikanischen Obst-Schildläusen. — Mitt. naturh. Mus. Hamburg, **16**; 1899.

— Zuchtergebnisse mit *Aspidiotus perniciosus* Comst. — Jb. Hamburg Anst., **17**, 3. Beiheft; 1899.

— Versuche über die Widerstandsfähigkeit von Diaspinen gegen äußere Einflüsse. — Biol. Zbl., **20**; 1900.

— Die Beweglichkeit der Schildlauslarven. — Jb. Hamburg. Anst., **17**, 1899, 3. Beiheft; 1900.

— Periodicität bei Schildläusen. — Ill. Z. Ent., **5**; 1900.

— Über die postembryonale Entw. der Schildläuse u. Insektenmetamorphose. — Allg. Z. Ent., **6**; 1901.

— Biolog. statist. Untersuchungen an amerik. Obst-Schildläusen. — Zool. Jb. Syst., **17**; 1902.

— Zur Naturgeschichte mittel- u. nordeuropäischer Schildläuse. — Ebenda, **8**; 1903.

— Verbreitung v. Nährpflanzen einiger Diaspinen. — Allg. Z. Ent., **9**; 1904.

— (Lindinger): Handbuch der Pflanzenkrankheiten. 5. Tierische Schädlinge an Nutzpflanzen. 2. Teil; Berlin 1932.

Rhumbler, L.: Die Buchenwollaus *Cryptococcus fagi*; Neudam 1914.

— Gutachten zur Buchenwollausgefahr. — Minist.bl. preuß. Verw. Landw., **10**; 1914.

Richter, C. F.: Physikal. Tractat von der raren Cochenille; Leipzig 1703.

Richter, G.: Untersuchungen an Homopterensymbionten. 1. Die Symb. der Diaspinen u. Asterolekanien. — Z. Morphol. Ökol., **10**: 1928.

Riley, C. V.: A new species of oak coccid mistaken for a Gall. — Amer. Natural., **15**; 1881.

— Large white Scale on Acacias etc. — Amer. Anthropologist, **3**; 1880.

— Miscellaneous Insects. The cottony maple Scale (*Pulvinaria innumerabilis* v. Rath). — Rep. Entomol., **10**; 1885.

Robinson, E.: Coccides of the Philippines. — Philippine J. Sci., **12**; 1917. **13**; 1918.

Roepke, W.: Über einen merkwürdigen Fall von „Myrmekophilie" bei einer Ameise (*Cladomyrma* sp.?) auf Sumatra beobachtet. — Misc. zool. Sumatra, **45**: 1—3; 1930.

Rogojanu, P.: Untersuchungen über die Wachsdrüsen und die Wachsabsonderung bei den Gattungen *Schizoneura* und *Orthezia*. — Z. mikr. anat. Forsch., **37**; 1935.

Rolfs, P. H.: A fungous disease of the San José Scale. — Florida Agric. Exp. Stat. Bull., **14**.

Roxburgh, W.: Description of the Laesha or Lac insect. — Phil. Mag., **3**; 1799.

— Chermes lacca. — Phil. Trans. R. Soc. London, **81**; 1791.

Ruby & Rayband: L'Apiosporium olex, parasite de la cochenille de l'olivier. — C. R. Soc. Biol. Paris, **71**; 1911.

Russo G.: Die wichtigsten Schädlinge der Kulturen. — Int. landw. Rundschau, **18**; 1927.

Ruyscher, M. de: Histoire naturelle de la Cochenille, justifiée par des documents authentiques; Amsterdam 1729.

Sasaki, C.: On the wax-producing Coccid *Ericerus pela* Westw. — Bull. imp. univ. Coll. Agric. Japan, **6**; 1904.

Saunders, W. M.: *Pulvinaria innumerabilis* v. Rath. — Canad. Entomol., **16**; 1884.

Savigny, M. J. C. L.: Mémoirs sur les animaux sans vertèbres. — Pt. 1; Paris 1816.

Schmidt, O.: Metamorphose und Anatomie des männlichen *Aspidiotus Nerii*. — Arch. Naturg., **51**; 1883.

Schneider, A.: Die Entwicklung der Geschlechtsorgane der Insekten. — Zool. Beitr. Breslau. **1**: 1885.

— Über den Darmkanal der Arthr. — Zool. Beitr. Breslau von A. Schneider, **2**; 1887.

Schulze: Von der in Sachsen befindlichen Coccionella u. von den Vortheilen, die man sich von derselben in unseren Färbereien möchte zu versprechen haben; Leipzig 1771.

Schrader, H. L.: Observations on certain Gallmaking Coccidae of Australia. — Trans. ent. Soc. N. S. Wales, **1**; 1866.

Schrader, F.: The chromosomes of *Pseudococcus nipae*. — Biol. Bull. Boston, **40**; 1921.

— A study of the chromosomes in three species of *Pseudococcus*. — Arch. Zellforsch., **17**; 1923.

— The sex ratio and oogenesis of *Pseudococcus citri*. — Z. ind. Abst.-VererbJehre, **30**; 1923.

— The origin of mycetocytes in *Pseudococcus*. — Biol. Bull. Boston, **45**; 1923.

— Experimental and cytologine investigations of the life-cycle of *Gossyparia spuria* (Coccidae) and their bearing on the problem of haploidy in males. — Z. wiss. Zool., **134**; 1929.

— Observations on the biology of *Protortonia primitiva* (*Cocc.*). — Ann. ent. Soc. Amer., **23**; 1930.

— The chromosome cycle of *Protortonia primitiva* (*Coccidae*) and a consideration of the meiotic division apparatus in the male. — Z. wiss. Zool., **138**; 1931.

Schrader, F. & Hughes-Schrader, S.: Haploidy in *Icerya purchasi*. — Z. wiss. Zool. **128**; 1926.

Schumacher, F.: Auftreten der „Gewächshaus-Röhrenlaus" (*Orthezia insignis* Dgl.) im Kgl. Botanischen Garten zu Berlin-Dahlem. — Z. angew. Ent., **4**; 1918.

— *Leucopis nigricornis* Egg. (Dipt.) als Parasit bei *Pulvinaria betulae* L. (*Coccid.*). — Ebenda., **5**; 1919.

— Der Paarungstrieb der Schildlausmännchen. — Dtsch. ent. Z.; 1919.

Schwartz, W.: Untersuchungen über die Pilzsymbiose der Schildläuse. — Biol. Zbl., **44**; 1924.

Schweig, C. & Grunberg, A.: The problem of Black Scale (*Chrysomphalus ficus* Ashm.) in Palestine. — Bull. ent. Res., **27**; 1938.

Scudder, S. H.: Physiognomy of the American Tertiary Hemiptera. — Proc. Boston Soc. nat. Hist., **24**; 1890.

Senna, A.: *Antonia Berlese*. — Monit. zool. Ital., **38**; 1927.

Shinji, G. O.: Mating habit of the cottony cushion scale, *Icerya purchasi* Mask. — Ent. News Philad., **18**; 1916.

— Embryology of coccids, with special reference to the formation of the ovary, origin and differentiation of the germ-cells, germ-layers, rudiments of the mid-gut, and the intracellular symbiotic organism. — J. Morphol., **33**; 1919.

Signoret, V.: Essai sur les cochenilles. — Ann. Soc. ent. France (4) **8**; 1868; **9**; 1869; **10**; 1870; (5) **1**; 1871; **2**; 1872; **3**; 1873; **4**; 1874; **5**; 1875; **6**; 1876; 1868—1876.

— Remarques sur quelques Cochenilles. — Ann. Soc. ent. France, **5**; 1884.

Sikes, E. K.: The external morphology and life- history of the Coccid Bug *Orthezia urticae* L. — P. zool. Soc. London, **2**; 1928.

Silvestri, F.: Il crisomfalo o Cocciniglia rossa degli agrumi. — Circ. Labor. Portici, **2**: 1926.

Silvestri, F. & Martelli, G.: La Cocciniglia del Fico. — Labor. di Ent. agraria annesso alle R. Scuola Sup. d'Agric. in Portici; 1908.

Singh-Pruthi, H.: The morphology of the male genitalia in Rhynchota. — Trans. ent. Soc. London; 1925.

Smirnov, E. & Wiolovitsh, N.: Über den Zusammenhang zwischen der Populationsdichte u. Eierprodukten der Weibchen bei der Schildlaus *Chionaspis salicis* L. — Z. angew. Ent., **20**; 1934.

Smirnov, E. & Polejaeff, W. G.: Kampf um den Raum bei der Schildlaus *Lepidosaphes ulmi* L. — Wiss. Ber. Moskau Staatsuniv., **4**; 1935.

— Populationsdichte u. Sterilität der Weibchen bei der Schildlaus *Lepidosaphes ulmi* L. (russisch-deutsche Zus.). — Wiss. Ber. Moskau Staatsuniv.; 1934.

Smith, H. & Compere, H.: A preliminary report on the Insects parasites of the Black Scale *Saissetia oleae* Bern. — Univ. Calif. Publ. Ent., **4**; 1928.

Smith, E. A.: Biological and other notes on *Pseudococcus aceris*. A. — Amer. Entomolog., **1**; 1880.

Smith, H. S. & Harold Compere: The introduction of new Insect enemies of the Citrophilus Mealybug from Australia. — J. econ. Ent., **21**; 1928.

Smith, H. S. & Armitage, H. M.: The biological Control of Mealybugs attacking *Citrus*. — Bull. Univ. Calif. agr. Exp. Stat., **509**: 1931.

Srinivasayya, M.: The fundamentals of intensive Lac Production. — J. Sci. Ass., Maharajah's Coll., Vizianagaram, **1**: 1924; 1923.

Stafford, E. W.: Studies in Diaspinine Pygidia. — Ann. ent. Soc. Amer., **8**; 1915.

Stahel, G. & Bünzli, G. H.: Nieuwe onderzoekingen over de zeefvatenziekte (Phloëmnecrose) van de Koffie in Suriname. — Ind. Mercuur, Amsterdam, **919**; 1930.

Stebbing, E. P.: A Note on the lac insect. — Ind. for. mem., **3**; 1910.

Steinweden, J. B.: Bases to the generic classification of the Coccoid family Coccidae. — Ann. ent. Soc. Amer., **22**; 1929.

Stickney, F. S.: The external anatomy of the Red Data Scale, *Phoenicococcus marlatti* Cockerell, and its allies. — Techn. Bull. U. S. Dep. Agric., **404**; 1934.

— The external anatomy of the *Parlatoria* Data Scale, *Parlatoria blanchardi* Targioni-Tozzetti, with studies of the head skeleton and associated parts. — Ebenda, **421**; 1934.

Stillman, J. M.: On the origin of the Lac. — Amer. Natural., **14**; 1880.

Strindberg, H.: Zur Entwicklungsgeschichte der oviparen Cocciden. — Zool. Anz., **50**; 1919.

Šulc, K.: *Kermincola Kermesina* n. gen. n. sp. u. *Physokermina* n. sp. neue Mikroendosymbiotiker der Cocciden. — SB. Böhm. Ges. Wiss. Prag; 1906.

— Zur Anatomie der Cocciden. — Zool. Anz., **34**; 1909.

— Pseudovitellus u. ähnl. Gewebe sind Wohnstätten symbiontischer Saccharomyceten. — Ebenda; 1910.

— Intracelluläre heriditäre Symbiose beim *Margarodes* (*Coccidae*). — Publ. Biol. Naut. Et. Vétérin. Brünn, (2) **14**; 1923.

— Über die Struktur der Wachsreife u. ihre Drüsen bei den Lecanium-Männchen. — Sbornik Prirod. Společnosti v. Mor. Ostravě Tschech. Dtsch. Zus.: 1931.

— Über die männlichen Wachsschilder u. die dieselben produzierenden Wachsdrüsen der mitteleuropäischen Lecaniinen. — Arch. Zool. ital., **16**: 1932.

— Die tschechoslovakischen *Lecanium*-Arten. — Acta Soc. Sci. nat. Morav., **7**: 1932.

— *Metadenopus festucae* n. gen. n. sp. patria Moravia ČSC. — Ebenda, **8**; 1933.

Šulc, K.: *Thymaspis fasca* n. gen., n. sp. *Aspidiotus bandysi* n. sp. patria moravia ČSR. — Ebenda, **9**; 1934.

Suter, P.: Untersuchungen über Entwicklungsgang u. Bekämpfung unserer Obstbaumschädlinge (*Lecanium corni*). — Schweiz. Z. Obst- u. Weinbau, **40**; 1931.

— Untersuchungen über Körperbau, Entwicklungsgang u. Rassendifferenzierung der Kommaschildlaus, *Lepidosaphes ulmi* L. — Mitt. Schweiz. ent. Ges., **15**; 1932.

Szulczewski, J. W.: Beiträge zur Coccidenfauna der Stadt Poznan. — Bull. ent. Pologne, **5**; 1927.

Tachard: Sur le laque. — Hist. de l'accad. d. sc.; 1710.

Takahashi, R.: *Coccidae* of Formosa. — Philipp. J. Sci., **36**; 1928. Trans. nat. Hist. Soc. Formosa, **18**; 1928.

— Observations on the *Coccidae* of Formosa. — Dept. Agric. Governm. Res. Inst. Formosa. Rep., **40**; 1929 u. **48**; 1930.

— Records and Descriptions of the *Coccidae* from Formosa I. — J. Soc. trop. Agr. Taihoku Imp. Univ. Formosa, **3**; 1931.

Targioni-Tozzetti, A.: Studii sulle Coccinigliе. — Mem. Soc. Ital. Sci. Nat., **3**; 1867.

— Sur la cire qu'on peu obtenir de la Cochenille du Figuier *Coccus caricae* aut. — C. R. Ac. Sci. Paris, **65**; 1867.

— Observations sur des Coccidiens et Phylloxera quercus. — Acta Soc. Helvét. Sci. nat. Bex Sess., **60**; 1878.

— Nota sopra alcune Coccinigliе (Coccidei). — Bull. Soc. ent. Ital., **17**; 1885.

— Sopra una specie di lacca del Madagascar e sopra gli Insetti che vi si trovano, con osservazioni sulla lacca rossa delle Indie e i suoi Insetti, come sopra altre lacche ed Insetti di esse. — Bull. Soc. ent. Ital., **26**; 1895.

Taylor, T. H. C. & Paine, R. W.: The campaigne against *Aspidiotus destrictor* Sign. — Bull. ent. Res., **26**; 1935.

Teodoro, G.: Le glandule ceripare della femina della *Pulvinaria camelicola*. — Redia, **7**; 1911.

— La secrezione della cera nei maski della *Pulvinaria camelicola*. — Ebenda, **7**; 1911.

— Le glandule laccipare e ceripare del *Lecanium oleae*. — Ebenda, **8**; 1912.

— Ricerche sull'emolinfa dei Lecanini; Padua 1912.

— Le glandole laccipare e ceripare del *Lecanium oleae* Bern. — Redia, **8**; 1912.

— Sulla strutture delle valve anali del *Lecanium oleae* Bern. — Ebenda, **8**; 1913.

— Sul sistema tracheale dei Lecaniti. — Ebenda, **9**; 1913.

— Osservazioni sulla ecologia delle Coccinigliе con speciale riguardo alle morfologia e alla fisiologia di questi insetti. — Redia, **11**; 1915/16.

— Alcune osservazioni sui saccharomiceti del *Lecanium persicae* Fabr. — Ebenda, **13**; 1918.

— Osservazione sulla ecologia delle coccinigliе con speciale riguardo alla morphologia e alla fisiologia de quetsi insecti. — Ebenda, **11**; 1916.

— Alcune osservazioni sui saccharomiceti del *Lecanium persicae* Fab. — Ebenda, **37**; 1918.

— Cellule ipostigmatiche e cellule ceripare libere nel *Lecanium persicae*. — Bull. Soc. ent. Ital., **50**; 1919.

— Sulla embriologia delle Coccinigliе. — Redia, **14**; 1920.

— Le glandule ceripore del „*Ceroplastes sinensis*" Del Guer., e considerazioni generalis sutali organi nel Coccidi. — Ebenda, **53**; 1921.

— Su due coccinigliе che attaccano il gelso nelle Isole Egee. — Boll. Sericolt., **27**; 1926.

— Considerazioni sulle Coccinigliе parasite e loro piante nutrici. — Riv. Biol. Milano, **8**; 1926.

Thiem, H.: Eine rote Kommaschildlaus der deutschen Coccidenfauna (*Lepidosaphes rubri* n. sp.). — Gartenbauwiss., **5**; 1931.

— Pleiosozontie als Arterhaltungsprinzip. — Jena. Z. Naturw., **67**; 1932.

Thiem, H.: Beitrag zur Parthenogenese und Phänologie der Geschlechter von *Eulecanium corni* Bouché (*Coccidae*). — Z. Morphol. Ökol., **27**; 1933.
— Phänographisches zur Massenverbreitung von Schildläusen. — Ent. Beih., **1**; 1934.
Thiéry de Menonville, N. J.: Traité de la culture du Nopal, et de l'éducation de la cochenille dans les colonies francaises de l'Amerique; etc. — Au Cap-Français: 1787.
Thomsen, M.: Studien über die Parthenogenese bei einigen Cocciden u. Aleurodinen. — Z. Zellforsch., **5**; 1927.
— Sex-determination in *Lecanium*. — Trans. 4 intern. Congr. Ent., **2**; 1929.
Tinsley, J. D.: An Ants-nest-coccid from New-Mexico (*Phenacoccus solenopsis*). — Canad. Entomol., **30**; 1898.
Towler, J. B.: Coccids in ants' nests. — Ent. Month. Mag., **29**; 17; 1893.
Trabut, L. L.: Catalogue des Cochenilles observées en Algérie. — Bull. Soc. Hist. nat. Afr. Nord, **3**; 1911.
Trimble, F. M.: Scale insects of Pennsylvania. — Ent. News Philad., **39**; 1928.
Trujillo, P. A.: Die San José-Schildlaus (*Aspidiotus perniciosus* Comst.). — Int. landw. Rundschau, **19**; 1928.
— Kurzer Bericht über das Vorkommen der *Icerya purchasi* u. ihres Feindes *Novius cardinalis* in Uruguay. — Int. landw. Rundschau, **18**; 1927.
Tschirch, A.: Die Wachs-, Harz- u. Gerbstoffbildung bei den Cocciden. — Chem. Umschau auf dem Gebiet der Fette, Öle, Wachse u. Harze, Heft 45/46; 1922.
— Handbuch der Pharmakognosie, **3**; 1924.
Vayssière, P.: Contribution à l'étude biologique et systematique des Cocciides. — Ann. Epiphytics, **12**; 1926.
— Quelques observations sur les Cocciides des Regions australiennes. — C. R. Soc. Biogéogr. Paris, **8**; 1931.
— Une Cochenille halophile en Tunesie. — Bull. Soc. ent. France, **38**; 1933.
Verhoeff, C.: Vergleichende Unters. über die Abdominalsegmente der weiblichen Hemiptera-Heteroptera u. Hompt. — Verh. naturk. Ver. Rheinl., **50**; 1894.
Virly: Recherches sur l'insecte de la Gommelaque. — J. Pharm.; 1810.
Visart, O.: Contr. a. st. delle glandule ceripare delle coccinigli. — Riv. Patol. Veg., **3**; 1894.
— Contr. a conosc. delle glandule ceripare negli afidi e nelle coccinigli. — Bull. Soc. Nat. Napoli, **8**; 1894.
Vos, H. C. C. A. A.: De invloed van *Pseudococcus citri* (Risso) Fern. of de plant. — Diss. Phytopatholog. Inst. Baarn (Holland); 1930.
Voukassovitch, P.: Sur certaines variations dans le compartement de la Cochenille *Lecanium corni* L. — C. R. Soc. Biol. Paris, **104**; 1930.
— Sur la polyphagie de la Cochenille *Lecanium corni*. — Ebenda, **104**; 1930.
— Sur une invasion de la Cochenille *Lecanium corni* dans les pruneiaies Yougoslaves. — V. Congr. Internat. d. Entomologie; 1932.
Voukassovitch, H. & P.: Sur la mortalité de la Cochenille *Lecanium corni* L. — C. R. Soc. Biol. Paris, **106**; 1931.
— Les ennemis naturels de la Cochenille *Lecanium corni* L. — Ebenda, **106**; 1931.
Voyle, J.: Experiments upon Scale-insects affecting the orange. — Bull. U. S. Dep. Agric. Ent.: 1883.
— The effect of frost upon Scale-insects; Ebenda.
— Report on the effects of cold upon the Scale-Insects of the orange in Florida. — Ebenda; 1883.
— Destruction of Scale-Insects by Cold. — Ebenda; 1883.
Wahl, B.: Die San José-Laus (*Aspidiotes perniciosus*) und deren Auftreten in Europa. — Trav. V. Congr. intern. Ent. Paris; 1933.
Walczuch, A.: Studien an Cocciden-Symbionten. — Z. Morphol. Ökol., **25**; 1932.

Walker, F. A.: List of Homopterous in the Collection of the British Museum IV; 1852.
— The use of ants to aphids and Coccidae. — Nature, **48**, 54; 1893.
Waterston, I.: Coccid-infesting Chalcidoidea I—III. — Bull. ent. Res., **7**; 1916/17.
Watzl, O.: Entwicklungsdaten, Bekämpfbarkeit und Schadensbedeutung der San-José-Schildlaus (*Aspidiotus perniciosus* Comst.). — Z. angew. Ent., **25**; 1938.
Weber, H.: Zur vergl. Physiologie der Saugorgane der Hemipteren. Mit bes. Berücksichtigung der Pflanzenläuse. — Z. vgl. Phys., **8**; 1928.
— Biologie der Hemipteren. — Biol. Studienb., **11**; 1930.
— Lehrbuch der Entomologie; Jena 1933.
— Hemiptera III. — In „Biologie der Tiere Deutschlands". Teil 31; 1935.
Webster, R. L.: Effect of low temperature on the Oystershell scale. — J. econ. Ent., **8**; 1915.
Wedde, H.: Beiträge zur Kenntnis des Rhynchotenrüssels. — Arch. Naturg. **51**; 1885.
Werner, W. H. R.: Observationes on the life-history and control of the Fern Scale. *Hemichionaspis aspidistrae* Sign. — Pap. Michigan Ac. Sci., **13**; 1931.
Willcocks, F. C.: A mealy Bug injourious to the Lebbek Trees of Cairo. — Bull. ent. Res., **1**; 1910.
Wille, J.: *Curinus* (*Orcus*) *zonatus* Muls. (Coccinellide), ein Feind der Schildläuse an Orangenbäumen. — Z. angew. Ent., **12**; 1927.
Williams, L.: Notes on the biology of *Pseudococcus gahani* Green. — Ann. appl. Biol. London, **11**; 1924.
Winterstein, H.: Handbuch der vergleichenden Physiologie. 2. Band Stoffwechsel, 2. Hälfte; 1911.
Witlaczil, E.: Zur Morphologie u. Anatomie der Cocciden. — Z. wiss. Zool., **43**; 1885.
— Der Saugapparat der Phytophthires. — Zool. Anz., **9**; 1886.
— Entwicklungsgeschichte der Cocciden. — Z. wiss. Zool., **45**; 1886.
Wolff, M. & Krause, A.: Sahara-Schildläuse. — Int. ent. Z., **22**; 1928.
Wünn, H.: Die Coccidenfauna Badens. — Z. angew. Ent., **11**; 1925.
— In Elsaß-Lothringen vorkommende Schildlausarten. — Z. wiss. Ins.biol., **20** u. **21**; 1926.
— Südliche Schildläuse im Rheintal. — Z. angew. Ent., **10**; 1924.
— Zur Coccidenfauna von Württemberg. — Jh. Ver. vaterl. Naturk. Württemberg, **85**; 1929.
— Zur Coccidenfauna in Schleswig-Holstein. — Schr. naturw. Ver. Schlesw.-Holst., **22**; 1937.
Zetterstedt: *Dorthesia urticae*. — Ins. Lap., **3**/**4**; 1840.
Zillig, H. & Niemeyer, L.: Massenauftreten der Schmierlaus, *Phenacoccus hystrix* (Bär) Ldgr. im Weinbaugebiet der Mosel, Saar u. Ruwer. — Arb. biol. Reichsanst. Dahlem, **17**; 1929.
Zirpolo, G.: Per la lotta contra la cocciniglia degli Agrumi. — Boll. Soc. Natural. Napoli, **37**; 1926.

Kurze Anweisung für zoologisch-systematische Studien

Von Dr. **Bernhard Rensch,** Berlin

1934. IV, 116 Seiten mit 22 Abb. im Text. Preis kart. RM. 6.20

Das aus Unterweisungen von Studenten hervorgegangene Buch macht es sich zur Aufgabe, die *modernen systematischen Kategorien eingehend zu erläutern* und die *praktische Durchführung und die theoretische Bedeutung an Hand von Beispielen aufzuzeigen.* Es ist gänzlich *für die Praxis* berechnet und bringt die Probleme in der Reihenfolge, wie sie sich im Laufe der systematischen Arbeit ergeben. Einen relativ breiten Raum nehmen die *schwierigeren Fälle* ein (besonders Grenzfälle zwischen den einzelnen Kategorien), die erfahrungsgemäß am meisten Anlaß zu Irrtümern und Mißverständnissen geben. Die stetig zunehmende Komplikation der biologischen Fragestellungen hat eine *Änderung der Untersuchungsobjekte* zur Folge gehabt. Es treten heute Probleme in den Vordergrund, die nur durch Vergleich nächstverwandter Formen, durch sorgfältiges Studium benachbarter Arten, Rassen oder individueller Varianten gelöst werden können. *Ökologie*, *„biologische Anatomie“* und *Genetik* sind völlig an derartiges Material gebunden. Damit ergibt sich für den *„Allgemeinzoologen“* die Notwendigkeit, sich über die Gliederung der untersten systematischen Kategorien zu orientieren. Aber auch der *Systematiker* ist heute in stärkerem Maße als zuvor an den allgemeinen Problemen der Taxonomie und Terminologie interessiert.

Aus dem Inhalt:

Allgemeinbiologische Andeutung des Studiums der untersten systematischen Kategorien — Normaler Entwicklungsgang in der Erforschung einer Formengruppe — Generelle Anwendung des geographischen Prinzips — Terminologie der untersten systematischen Kategorien — Neubeschreibung und Revision von Formen. Nomenklaturregeln — Das Genus geographicum als Grenzfall — Bedeutung der individuellen Variabilität — Bedeutung der zeitlichen Variabilität — Abgrenzung der ökologischen Variabilität — Geographische Rassen in statu nascendi — Terminologische Versuche zur feineren Differenzierung der untersten Kategorien — Der taxonomische Wert der Merkmale — Höhere systematische Kategorien — Anwendungsmöglichkeiten moderner systematischer Prinzipien in der Paläontologie und Botanik — Maximen für angehende Systematiker.

AKADEMISCHE VERLAGSGESELLSCHAFT M. B. H. / LEIPZIG

SMITHSONIAN INSTITUTION LIBRARIES
3 9088 00795 3441

Neuerscheinung

Periodica Zoologica

Abkürzungsverzeichnis

der wichtigsten Zeitschriften-Titel aus dem Gebiet der Zoologie und ihrer Grenzgebiete

bearbeitet von

Prof. Dr. **C. Apstein** und **K. Wasikowski**

1938. IV, 82 Seiten. Preis kart. RM. 6.—

Das vorliegende Kürzungsverzeichnis bringt die Abkürzungen der biologischen, zoologischen und medizinischen Zeitschriften einschließlich der Grenzgebiete. Das Verzeichnis umfaßt etwa 3000 Titel; Ausgangspunkt für die Zusammenstellung waren die Literaturzitate im „Bronn" die dann durch Aufnahme der Literatur in „Tierreich" und „Nomenklator", des „Zoologischen Berichtes", der Bücherei des Zoologischen Museums in Berlin sowie anderer Bücherkataloge erweitert und vervollständigt wurden.

Die Kürzungen sind denen der bisherigen Kürzungslisten, der „World List", und der „DIN Vornorm 1502 Zitiertitel Deutsche Vornorm" angepaßt worden. Die Liste ist alphabetisch nach den Kürzungen geordnet. Außer den Periodica sind einige große Werke, namentlich Expeditionswerke, die häufig zitiert werden, aufgenommen.

Dieses Verzeichnis gehört in die Hand jedes Zoologen und Anatomen und ist für die Abfassung von Manuskripten wissenschaftlicher Arbeiten unentbehrlich, damit auch auf diesen Arbeitsgebieten die Literaturkürzungen nunmehr vereinheitlicht werden.

AKADEMISCHE VERLAGSGESELLSCHAFT M. B. H., LEIPZIG

Druck von C. Schulze & Co., GmbH., Gräfenhainichen

Printed in Germany